



Esta obra está bajo una [Licencia
Creative Commons Atribución-
NoComercial-CompartirIgual 2.5 Perú.](http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/)

Vea una copia de esta licencia en
<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL



TESIS:

**“EFECTO DE LONGITUDES DE ESTACAS Y NIVELES DE ÁREA
FOLIAR EN EL ENRAIZAMIENTO DE SACHA INCHI (*Plukenetia
volubilis* L.) EN CÁMARAS DE SUBIRRIGACIÓN”**

PRESENTADO POR EL BACH:

GEOMAR VALLEJOS TORRES

PARA OPTAR EL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO

TARAPOTO – PERÚ

2008

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL
ÁREA DE MEJORAMIENTO Y PROTECCIÓN DE CULTIVOS

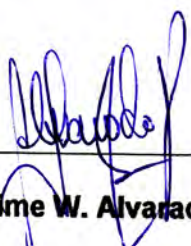
TESIS:

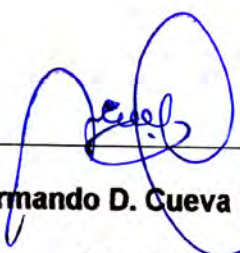


**“EFECTO DE LONGITUDES DE ESTACAS Y NIVELES DE ÁREA
FOLIAR EN EL ENRAIZAMIENTO DE SACHA INCHI (*Plukenetia
volubilis* L.) EN CÁMARAS DE SUBIRRIGACIÓN”**

**PRESENTADO POR EL BACH:
GEOMAR VALLEJOS TORRES**

MIEMBROS DEL JURADO


Ing. Dr. Jaime W. Alvarado Ramírez
Presidente


Ing. M.Sc. Armando D. Cueva Benavides
Miembro


Ing. Luis A. Laveau Guerra
Miembro


Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez
Asesor

DEDICATORIA

*A Dios padre celestial
que siempre ha estado
pendiente de mis acciones.*



*A mis queridos padres Rogelio y Blanca
Victoria y a mis hermanos queridos Deli,
Loribet, Dolmiza, Silmer, Segundo, Engel
y Doris y a mi adorada enamorada
Lensid Espinoza.*

AGRADECIMIENTO

- A La Universidad Nacional de San Martín, en especial a los docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias que contribuyeron a mi formación profesional.
- Al proyecto de Innovación y Competitividad para el Agro Peruano (INCAGRO), por financiar el subproyecto “Desarrollo de Tecnologías de Propagación Clonal del Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.), dentro el cual se realizó el presente trabajo de investigación
- Al Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez, asesor del presente trabajo de investigación.
- Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), con la Gerencia del Ing. M.Sc. Luís Arévalo López por todo el apoyo brindado y facilitar las instalaciones para el presente trabajo.
- Al Ing. Danter Cachique Huansi, Co-asesor del presente trabajo de investigación, por compartir sus sabias enseñanzas, tiempo y dedicación.
- Al Dr. Francisco Mesén Sequeira, consultor internacional y profesor de la Universidad de Costa Rica, por su valiosas orientaciones y revisiones al presente trabajo de investigación.

- A todos mis amigos del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana.

INDICE

	Pág.
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS.....	2
III. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
3.1. Características del cultivo.....	3
3.2. Propagación asexual o vegetativa.....	5
3.3. Propagación vegetativa a través de estacas.....	6
3.4. Ventajas del uso de la propagación vegetativa.....	6
3.5. Importancia de la propagación vegetativa en especies heterocigotas.....	7
3.6. Origen anatómico de las raíces.....	8
3.7. Fisiología del enraizamiento.....	9
3.8. Factores involucrados con el enraizamiento de las estacas.....	10
3.9. Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento.....	21
3.10. El propagador de subirrigación.....	21
IV. MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
4.1. Materiales.....	23
4.2. Metodología.....	24
4.2.1. Ubicación del experimento.....	24
4.2.2. Condiciones climáticas.....	24
4.2.3. Componentes en Estudio.....	25
4.2.4. Tratamientos en estudio.....	26
4.2.5. Diseño Experimental.....	26
4.2.6. Características del experimento.....	28
4.2.7. Ejecución del experimento.....	29
4.2.8. Identificación y selección de plantas madres.....	30
4.2.9. Preparación y etiquetado de plantas madres.....	31
4.2.10. Cosecha y traslado de brotes al área de propagación.....	31
4.2.11. Preparación de las estacas.....	32
4.2.12. Tratamiento hormonal de las estacas.....	32
4.2.13. Establecimiento de las estacas en el propagador, etiquetado.....	33

4.2.14. Manejo de los propagadores de subirrigación.....	33
4.2.15. Trasplante del material enraizado.....	36
4.2.16. Periodo de Aclimatación.....	37
4.2.17. Evaluaciones registradas.....	37
V. RESULTADOS.....	38
. 5.1. Número de raíces por estacas.....	38
5.2. Longitud de raíces por estacas.....	40
5.3. Porcentaje de enraizamiento.....	42
5.4. Porcentaje de mortandad.....	44
VI. DISCUSIONES.....	47
VII. CONCLUSIONES.....	60
VIII. RECOMENDACIONES.....	61
IX. RESUMEN.....	62
X. SUMMARY.....	63
XI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	64
XII. ANEXOS.....	75

INDICE DE CUADROS

Cuadro	Pág.
1 Datos climáticos de julio a setiembre del 2008, correspondiente al periodo experimental.....	24
2 Distribución de los tratamientos en estudio.....	26
3 Esquema del análisis de varianza.....	28
Condiciones ambientales dentro de la cámara de subirrigación durante el desarrollo del experimento, IIAP. Tarapoto.....	34
5 Análisis de varianza del número de raíces de <i>Plukenetia volubilis</i> L. evaluado a los 20 días. Datos transformados $\sqrt{x+1}$	38
6 Análisis de varianza de la longitud de raíz de <i>Plukenetia volubilis</i> L. evaluados a los 20 días. Datos transformados $\sqrt{x+1}$	40
7 Análisis de varianza para el porcentaje de enraizamiento de <i>Plukenetia volubilis</i> L. evaluados a los 20 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	42
8 Análisis de varianza para el porcentaje de pudrición de <i>Plukenetia volubilis</i> L. evaluados a los 20 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	44
9 Datos originales del número de raíces.....	76
10 Datos originales de la longitud de raíz.....	76
11 Datos originales del porcentaje de enraizamiento.....	76
12 Datos originales del porcentaje de mortandad.....	76
13 Datos transformados del número de raíces $\sqrt{x+1}$	77
14 Datos transformados de la longitud de raíz $\sqrt{x+1}$	77
15 Datos transformados del porcentaje de enraizamiento $\arcsen \sqrt{\%}$...	77
16 Datos transformados del porcentaje de mortandad $\arcsen \sqrt{\%}$	77
17 Características del ecotipo Mishquiyacu.....	78

INDICE DE FIGURAS

Figura	Pág.
1 Propagador de subirrigación (Leahey, 1990).....	22
2 Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador de subirrigación bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz por un periodo de siete días.....	35
3 Variaciones en la radiación solar dentro del propagador de subirrigación bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz por un periodo de siete días.....	35
4 Variaciones de la humedad relativa dentro del propagador de subirrigación bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz por un periodo de siete días.....	36
5 Cámaras de subirrigación cubiertas por el polietileno.	78
6 Colecta del material vegetativo.....	79
7 Brote de <i>Plukenetia volubilis</i> L., que muestra los tres tipos de estacas.....	79
8 Corte de las estacas de sachá inchi a enraizar.....	80
9 Corte del área foliar de las estacas de sachá inchi.....	80
10 Tratamiento hormonal de las estacas de sachá inchi.....	81
11 Colocación de las estacas en las cámaras de subirrigación.....	81
12 Estaca enraizada (50 cm ² de área foliar) a los 10 días de establecidas en el propagador.....	82
13 Estaca enraizada (100 cm ² de área foliar) a los 10 días de establecidas en el propagador.....	82
14 Presencia de raíces en estacas de 4, 6 y 8 cm de longitud con 50 cm ² de área foliar.....	83
15 Estacas enraizadas (50 cm ² y 100 cm ² de área foliar) a los 20 días de establecidas en el propagador.....	83
16 Punto de emergencia de las raíces en las estacas de sachá	

inchi.....	84
------------	----

INDICE DE GRÁFICOS

Gráfico	Pág.
1 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal longitud de estaca (A), evaluados a los 20 días.....	39
2 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal área foliar (B), evaluados a los 20 días.....	39
3 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para la interacción longitud de estaca (A) y área foliar (B), evaluados a los 20 días.....	40
4 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal longitud de estaca (A), evaluados a los 20 días.....	41
5 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal área foliar (B) volubilis L. evaluados a los 20 días.....	41
6 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para la interacción longitud de estaca (A) y área foliar (B), evaluados a los 20 días.....	42
7 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal longitud de estaca (A), evaluados a los 20 días.....	43
8 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal área foliar (B), evaluados a los 20 días.....	43
9 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para la interacción longitud de estaca (A) y área foliar (B), evaluados a los 20 días.....	44
10 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal longitud de estaca (A) correspondiente al porcentaje de pudrición de Plukenetia volubilis L. evaluados a los 20 días.....	45
11 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal área foliar (B) evaluados a los 20 días.....	45
12 Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para la interacción longitud de estaca (A) y área foliar (B), evaluados a los 20 días.....	46

I. INTRODUCCIÓN

El sachá inchi (*Plukenetia volubilis* Linneo) es una oleaginosa que pertenece a la familia EUPHORBIACEAE, cuyo producto es un fruto con contenidos de aceites tipo omega 3, 6 y 9 y 29 % de proteína, con gran potencial agroindustrial. Actualmente existe una escasa disponibilidad de semilla comercial para la industria aceitera de esta especie, debido a problemas que afronta el cultivo.

La escasa disponibilidad de obtener semilla comercial en cantidad y calidad deseada ha permitido que la propagación vegetativa sea una alternativa importante, pues permite obtener mayores ganancias genéticas (**MESÉN, 1992**), con un material con características homogéneas, garantizando una producción de semilla vegetativa de calidad, comparada con la propagación por semillas botánicas.

El presente trabajo de investigación planteó definir la característica de estaca más apropiada para su enraizamiento, identificando una longitud y un nivel de área foliar adecuado, haciendo uso de arena como sustrato y ácido indolbutírico como hormona y de una tecnología sencilla, como es la utilización del propagador de subirrigación.

II. OBJETIVOS

- 2.1. Determinar el efecto de tres longitudes de estacas sobre el enraizamiento de sachá inchi, utilizando el propagador de subirrigación.
- 2.2. Determinar el efecto de cuatro niveles de área foliar sobre el enraizamiento de sachá inchi, utilizando el propagador de subirrigación.




III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Características del cultivo

3.1.1. Clasificación botánica de la especie en estudio.

MOSTACERO *et al.*, (2002), menciona que la clasificación botánica de la planta es la siguiente:



Reino	:	Plantae
Sub reino	:	Fanerógamas
División	:	Spermatophyta
Clase	:	Dicotyledoneae
Subclase	:	Archichlamydeae
Orden	:	Geraniales (Gruinales)
Familia	:	Euphorbiaceae
Género	:	<i>Plukenetia</i>
Especie	:	<i>Plukenetia volubilis</i> L.

3.1.2. Morfología de la especie en estudio.

Según **MANCO (2006)**, la morfología de la planta está constituida por las siguientes partes:

Planta. Trepadora, voluble, semileñosa, de crecimiento indeterminado.

Hojas. Son alternas, de color verde oscuro, oval-elípticas, aseruladas el ápice es puntiagudo, y la base es plana o semiarriñonada.

Flores. Las masculinas son pequeñas, blanquecinas dispuestas en racimo; las femeninas se encuentran en la base del racimo y ubicadas lateralmente de una a dos flores.

Frutos. Son cápsulas dehiscentes de 3,5 a 4,5 cm de diámetro, con cuatro lóbulos aristados (tetralobados) dentro de las cuales se encuentran cuatro semillas, aunque algunos ecotipos presentan cápsulas con cinco a siete lóbulos.

Semilla. En la mayoría de los ecotipos es ovalada, de color marrón oscuro, ligeramente abultada en el centro y aplastadas hacia el borde. Según los ecotipos, el diámetro fluctúa entre 1,3 y 2,1 cm.

CACHIQUE (2006), hace mención que en el sachá inchi, la polinización es predominantemente cruzada lo que evita que la progenie reúna las mismas características de la planta madre, ocasionando pérdida gradual de los materiales promisorios.

3.1.3. Propagación del sachá inchi.

El sachá inchi se propaga comúnmente por semilla, aunque también se puede realizar la propagación asexual o por estacas, según ensayo preliminar realizado en la Estación Experimental El Porvenir. En dicho ensayo se utilizaron diferentes tipos de estacas: estaca apical, media y basal, con un testigo de semilla botánica. La estaca basal resultó ser el mejor material de propagación, pues tuvo un mejor prendimiento, aunque no se llegó a realizar el trasplante (**ARÉVALO, 1996**).

Las estacas intermedias de sachá inchi formaron mayor número de raíces adventicias (19 raíces) frente a las estacas apicales (13 raíces), estas diferencias podrían estar involucradas con el grado de

juvenilidad, lignificación del tejido, el nivel endógeno de fitohormonas o el contenido de reservas, así mismo indica que el mayor número de raíces se obtuvo con la dosis 0,2% de AIB con 25,94 raíces emitidas, aumentando en 86% con respecto a los valores observados con el testigo (sin hormona) **(RUIZ, 2008)**.

No existen diferencias significativas en cuanto al porcentaje de enraizamiento entre tipos de estaca de sachá inchi (basal, intermedia y apical), aunque numéricamente la estaca intermedia presentó el mayor valor (78,70%). Las estacas de la parte intermedia y basal tuvieron un porcentaje de enraizamiento muy similar, ligeramente superior al de las estacas apicales, sin embargo, con la aplicación de 0,15 a 0,20 % de AIB las estacas basales e intermedias alcanzaron mayor porcentaje de enraizamiento (superiores al 95%) **(RUIZ, 2008)**.

3.2. Propagación asexual o vegetativa

La propagación asexual o vegetativa se efectúa con partes de una planta, provistas de yemas y con capacidad de enraizamiento para originar nuevos individuos. La técnica asegura rápidas ganancias genéticas, ya que se pueden seleccionar y reproducir genotipos individuales. Además, la propagación vegetativa captura ambos componentes genéticos: aditivos y no aditivos, para producir masas de población altamente uniformes y productivas, lo cual es más difícil de lograr por vía sexual **(EASLEY, 1989)**.

3.3. Propagación vegetativa a través de estacas.

La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (como las coníferas, por ejemplo). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales (**HARTMANN y KESTER, 1980**).

3.4. Ventajas de la propagación vegetativa mediante enraizamiento de estacas.

Ventajas de la propagación vegetativa (**LEAKEY, 1987 y MESÉN, 1998**).

- a. Mayor ganancia genética al capturar tanto los componentes aditivos como no aditivos de la varianza genética total.
- b. Mayor productividad y mejor calidad del producto.
- c. Mayor homogeneidad en plantaciones.
- d. Mayor facilidad de manejo.
- e. Posibilidad de iniciar la propagación mucho antes de que el árbol alcance su edad reproductiva.
- f. Se evita la dependencia hacia el uso de semillas y los problemas asociados con algunas especies.
- g. Es una herramienta valiosa para la conservación de genotipos en peligro de extinción.

- h. La habilidad para usar clones que están bien adaptados para un sitio en particular.
- i. Es posible lograr un control preciso del parentesco contrario a cuando se usa semilla de polinización abierta.

3.5. Importancia de la propagación vegetativa en especies heterocigotas.

El desarrollo de estrategias de mejoramiento genético por vía asexual en especies altamente heterocigotas, se considera como el único método que permite la captura total e inmediata (en una sola generación) de la varianza genética **(ROJAS, 1990)**.

En una característica poligénica cualquiera, la varianza fenotípica puede ser descompuesta en: **(ROJAS, 1990)**.

$$\sigma^2P = \sigma^2a + \sigma^2d + \sigma^2i + \sigma^2e + \sigma^2ge$$

Donde:

σ^2a = Varianza genética aditiva (o efecto medio de los genes).

σ^2d = Varianza dominante (interacción intraalélica).

σ^2i = Varianza epistática. (Interacción interalélica).

σ^2e = Varianza ambiental.

σ^2ge = Varianza de la interacción genotipo x ambiente.

La importancia de capturar la varianza genética total en la reproducción asexual, radica en que la mayoría de las características fenotípicas de interés comercial, tiene una alta proporción de varianza genética no aditiva ($\sigma^2na =$

$\sigma^2_d + \sigma^2_i$), es decir, que no es posible traspasarlas a los descendientes por medio de la recombinación genética (**ROJAS, 1990**).

3.6. Origen anatómico de las raíces

BOTTI (1999), menciona que la formación y el desarrollo de raíces a partir de estacas puede dividirse en cuatro etapas: inducción y diferenciación de un grupo de células meristemáticas (inicio de división celular); aumento de las divisiones celulares para formar los primordios iniciales (aún no determinados); organización de estos grupos en primordios radiculares (cuando hay aproximadamente 1500 células en cada primordio inicial) y crecimiento, diferenciación y emergencia de las nuevas raíces, incluyendo la ruptura de tejidos superficiales para permitir su salida y la conexión vascular con los tejidos vasculares de la estaca.

Los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático (**BOTTI, 1999**).

GUTIÉRREZ (1995), señala que la formación de raíces depende de una serie de factores internos o endógenos, los que interactúan, en forma compleja, generando cambios en el metabolismo, la desdiferenciación y el crecimiento. El tiempo para la formación de las raíces adventicias dentro de la cámara de propagación, varía enormemente, desde pocos días a muchas semanas dependiendo de la especie, de las condiciones del ambiente así como del estado fisiológico de las estacas (**MESÉN, 1993**).

SANTELICES (2007), en algunas estacas de *N. glauca* logró inducir la formación de raíces sin que en forma previa hubieran desarrollado callo. Con ello queda de manifiesto que en el proceso de rizogénesis no necesariamente debe ocurrir una secuencia en la formación de callo y raíces.

3.7. Fisiología del enraizamiento

Para explicar el proceso de inducción de raíces, normalmente se recurre a la teoría desarrollada por Bouillene, la cual establece que un compuesto fenólico (posiblemente dehidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Dicho cofactor es producido en las hojas y las yemas de la estaca, siendo translocado posteriormente a la región de enraizamiento, donde en presencia de un cofactor no específico (auxinas), y de una enzima específica localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol oxidasas), completan un complejo (la rizocalina) que actúa como estimulante de la rizogénesis. Los factores que componen este complejo, junto con otros determinantes de naturaleza endógena y ambiental, harían posible el enraizamiento, mientras que la ausencia de algunos de ellos la impediría (**GUTIÉRRES, 1995**).

Un cofactor se puede definir como una sustancia natural con acción catalítica y reguladora del metabolismo, pero cuya acción no es suficiente por sí misma para determinar fenómenos de desarrollo, sino que actúan a manera de coenzimas (**ROJAS, 1972 citado por MANSILLA, 2004**).

3.8. Factores involucrados con el enraizamiento de las estacas.

BANERJEE (1994), atribuye el éxito del enraizamiento a una serie de variables endógenas y exógenas.

A su vez, el enraizamiento está influenciado por factores genéticos, como lo es la variación clonal en cuanto a la capacidad para enraizar. Aquellos factores no genéticos que influyen el enraizamiento de las estacas, han sido definidos como “efectos C”, los cuales pueden ser divididos en efectos maternos específicos de la estaca individual, debido a su posición (ej. tamaño, tipo), y efectos maternos causados por diferentes precondiciones ambientales y edad (**RADOSTA et al., 1994**).

3.8.1. Factores endógenos.

3.8.1.1. Estado de maduración de la planta madre.

Uno de los principales problemas en la propagación vegetativa por medio de estacas, es el grado de madurez que presenta la planta madre (orteto), pues a mayor madurez, se presentan reducciones en el porcentaje y velocidad del enraizamiento, un menor número de raíces formadas, crecimiento menos vigorosos (**TOUSIGNANT et al., 1995**).

La baja capacidad de enraizamiento de estacas provenientes de material adulto, se puede deber a que en la copa de los árboles, los brotes están compitiendo por agua y por nutrientes debido al efecto de sombramiento que se da; así mismo, en el

material adulto, es posible que las funciones de los genes están más definidas hacia la producción de ciertas estructuras, siendo más difícil que las células regresen al estado meristemático (**LEAKEY y MESÉN, 1991**).

3.8.1.2. Capacidad de enraizamiento según el origen de las estacas en la planta madre (orteto).

Se ha observado que las propiedades morfológicas y fisiológicas cambian a lo largo de árbol, como consecuencia de la maduración del meristemo apical y de los meristemos laterales, siendo este proceso transmitido a las estacas (rametos) con la propagación vegetativa. Las relaciones más conocidas entre orteto-rametos son la topófisis y la ciclófisis, definida la topófisis como la variación de crecimiento de las estacas tomadas a diferentes lugares a lo largo de una guía original, y la ciclófisis como el proceso de maduración de los meristemos apicales (**PASTUR et al., 1994**).

3.8.1.3. Tamaño de la estaca.

Se ha demostrado que el tamaño de la estaca (longitud y diámetro) tiene influencia en el proceso de enraizamiento, encontrándose una relación positiva entre longitud y el porcentaje de enraizamiento, debido a la mayor capacidad de almacenaje de productos fotosintéticos (**LEAKEY y MOHAMMED, 1985**). Así como por la función de sumidero y

de fotosíntesis que muestran los tallos de las estacas **(WILSON, 1994)**.

En estudios realizados con estacas juveniles de distintas longitudes (4, 6 y 8 cm) de la especie *Cedrela odorata*, se demostró que las estacas de longitudes de 6 cm y de 8cm mostraron los mayores porcentajes en cuanto a la longitud de raíces, no así para el número de raíces, lo cual demuestra la existencia de una longitud de estaca óptima para el enraizamiento **(DÍAZ et al., 1992)**.

Tradicionalmente se ha dicho que estacas con dos yemas enraízan mejor que con una sola yema; sin embargo, la razón no radica en el número de yemas, sino simplemente que una estaca con dos yemas es más larga que con una sola. En *Tryplochiton scleroxylon*, la longitud de la estaca fue más importante que el efecto debido a la posición de la estaca en la rama. Un aumento en la longitud de entrenudos estimuló el enraizamiento de las estacas con una sola yema. La correlación entre la longitud y el porcentaje de enraizamiento fue mejor cuando la distancia entre las yemas de origen aumentaba de la base al ápice (dirección acrópeta) que cuando la distancia aumentaba del ápice a la base (dirección basípeta). Sin embargo, aislando los efectos de ambas variables en el enraizamiento de estacas, se observó que la

longitud era más determinante que la posición de origen, descartando la estaca más apical por sus altos contenidos de agua (**LEAKEY y MOHAMMED, 1985**).

3.8.1.4. Efecto de las auxinas

La formación de raíces adventicias a partir de estacas provenientes de tallos se encuentra relacionada con la existencia de la auxina natural llamada ácido indolacético (AIA). Otros compuestos sintéticos estructuralmente similares al AIA, como el AIB (ácido indolbutírico), provocan muchas de las mismas respuestas (**SALISBURY y ROSS, 1994**).

El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora de enraizamiento. Tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (**MESÉN, 1998**).

Para el crecimiento de raíces, en general se requieren bajas concentraciones auxínicas (dependiendo de la especie y la edad de la planta), debido a que las células de los meristemas

radicales contienen un nivel de auxinas, provenientes de la parte aérea (**SALISBURY, 2000**).

3.8.1.5. Efecto de las hojas en el enraizamiento.

BRAUDEAU (1981), menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a echar raíces, no podrá desarrollarse. Es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca.

Estudios de la función de la hoja han indicado que la capacidad de enraizamiento es máxima cuando la estaca está fotosintéticamente activa y produciendo asimilados para el desarrollo y la elongación de la raíz y cuando la hoja no sufre de estrés hídrico (**MESÉN et al., 2001**). Por lo tanto, a menudo parece ser una óptima área foliar en el que el equilibrio entre la fotosíntesis y la transpiración es óptima (**AMINAH et al., 1997**). Esto varía entre las especies y clones, en función de niveles específicos de área foliar, espesor de hojas; la densidad estomática, la morfología de la hoja y la edad de la hoja (posición de nudo) (**LEAKEY, 1985**).

El tipo y cantidad de cofactores, tales como catecoles, fluoroglucinoles, así como terpenoides oxigenados, han estado relacionados con la capacidad de enraizamiento. A su vez, el ácido absícico ha sido considerado como otro cofactor, quizás por antagonizar al ácido giberélico, el cual, bajos ciertas concentraciones, inhibe la formación de raíces. Muchas otras sustancias que son formadas en las hojas, han estado relacionadas con el enraizamiento; sin embargo, todavía permanecen sin identificar (**MESÉN, 1993**).

MESÉN (1998), menciona que la estaquita juvenil debe conservar parte de la hoja, por ser esta fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento. Sin embargo, la hoja proporciona también una amplia superficie para la pérdida de agua por transpiración. Por estas razones las hojas deben recortarse a un tamaño tal que se logre el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y la ventaja de la fotosíntesis.

LEAKEY (2004), señala que el arraigamiento de estacas semileñosas usualmente depende de la presencia de hojas. Desde las hojas, se traslocan hasta la base de las estacas auxinas y carbohidratos, lo que genera las condiciones para que se inicie la formación de raíces adventicias.

SANTELICES (2007), al realizar ensayo en *Nothofagus glauca*, concluyó que la presencia de hojas es fundamental para la supervivencia y el proceso de rizogénesis.

3.8.1.6. Efecto de los carbohidratos.

La iniciación de raíces en las estacas requiere de energía. Considerando que las sustancias lipídicas normalmente no son abundantes en los tallos, la degradación de carbohidratos se constituye probablemente en la única fuente de energía en la estacas para activar el proceso rizogénico, señalándose al almidón, cuando está presente, como la principal y posiblemente única fuente de energía para la iniciación y desarrollo del primordio radical (**GUTIÉRREZ, 1995**).

Algunos investigadores han correlacionado positivamente que una adecuada reserva de hidratos de carbono, en combinación con una relación carbono/nitrógeno (C:N) alta, favorecen el enraizamiento (**GUTIÉRREZ, 1995**).

3.8.1.7. Efecto de la fotosíntesis

Algunas evidencias han mostrado que la fotosíntesis no es un requerimiento absoluto para la formación de raíces en las estacas, pues se ha visto que estacas provenientes de algunas especies pueden formar al menos algunas raíces bajo condiciones de oscuridad. Sin embargo, estas observaciones

no excluye la posibilidad de que la fotosíntesis para las estacas pueden en alguna forma, influir cuantitativamente en la formación de raíces bajo condiciones donde la fotosíntesis pueda ocurrir **(DAVIS, 1988)**.

3.8.1.8. Conductividad estomática.

La conductividad estomática tiende a indicar cuán abiertos o cerrados están los estomas. Son muchos los factores que tienden a influir en el cierre o apertura de los estomas, pero todos ellos relacionados con los efectos que causan en la concentración de CO₂. Concentraciones elevadas en las hojas, provoca que los estomas se cierren parcialmente, lo cual sucede tanto en presencia de luz como de oscuridad. A su vez, se ha relacionado al ácido abscísico (ABA), como uno de los factores que afectan el cierre o apertura de los estomas **(SALISBURY y ROSS, 1994)**.

3.8.2. Factores exógenos

3.8.2.1. Medio de enraizamiento.

Un buen medio para el enraizamiento de estacas es aquel que reúne las siguientes características **(REDDY *et al.*, 1993)**:

- a) Un sustrato suficientemente firme y denso que sujete las estacas durante el enraizamiento.
- b) Que tienda a retener suficiente humedad.
- c) Alta porosidad para permitir buen drenaje y aireación.

- d) Libre de semillas de malezas y capaz de ser esterilizado sin llegar a producir efectos deletéreos en las estacas.
- e) Con bajos niveles de salinidad.

3.8.2.2. Efecto de la humedad.

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos (**DÍAZ, 1991 citado por NUÑEZ, 1997**); ya que las hojas son en extremo sensible a cualquier pérdida de agua por evaporación, pérdida que no puede ser compensada con una absorción de agua por la parte baja de la estaca aunque esta esté sumergida en el agua: los vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílagos y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte (**BRAUDEAU, 1981**).

La pérdida de agua es una de las principales causas de muerte de estacas antes de la formación de raíces, pues para que haya división celular, es necesario que las células del tejido de la estaca estén turgentes. Por tanto, el potencial de pérdida de agua en una estaca es muy grande, sea a través de las hojas o de las brotaciones en desarrollo, considerando que las raíces aun no están formadas. Eso se ve agravado

cuando se trabajan con especies que exigen largo tiempo para formar raíces y que son utilizadas estacas con hojas y/o consistencia herbácea **(NORBERTO, 1999 citado por TORRES, 2003)**.

3.8.2.3. Efecto de la luz

La irradiancia, el fotoperiodo y la calidad de luz, cuyas necesidades son variables según la especie, deben ser adecuadas para mantener una tasa fotosintética que garantice suficiente producción de carbohidratos para la sobrevivencia de las estacas y la iniciación radicular sin comprometer el vigor vegetativo de las estacas, las cuales son variables con las especies **(XAVIER, 2002 citado por TORRES, 2003)**.

Un incremento en la irradiación ha sido asociado con una reducción en el potencial osmótico producto de una alta acumulación de solutos y la consecuente pérdida de agua, causando la reducción en el enraizamiento de las estacas. A su vez, un aumento en la irradiación eleva la presión de vapor en la hoja, reduce la presión de vapor en el aire y causa un incremento en la pérdida de agua por las estacas **(LOACH, 1988 citado por NUÑEZ, 1997)**. El enraizamiento de las estacas con radiación solar por debajo del nivel óptimo está limitado por la carencia de carbohidratos y suministro de auxinas a la base de la estaca. Por encima del óptimo, es

posible que exista demasiada concentración de carbohidratos, fotodestrucción de las auxinas, cambios en las relaciones de agua y concentración de sustancias promotoras o inhibidoras del crecimiento (**HARTMANN y KESTER, 1987**).

BRAUDEAU (1981), menciona que en la práctica, se cumplen las condiciones óptimas cuando las camas de enraizado están colocados bajo una sombra que deje pasar 25% de luz, al tiempo que sólo de un 10 – 12% de la luz total incida sobre las ramas. Para el buen éxito es necesario que el grado de fotosíntesis exceda ligeramente al grado de respiración, pues de lo contrario sobreviene la muerte de las estacas por carencia de carbohidratos.

3.8.2.4. Efecto de la temperatura.

Un aumento en la temperatura aérea promueve el crecimiento de las yemas a expensas de la producción de raíces. A su vez, bajas temperaturas pueden restringir la actividad fisiológica de las estacas y con ello, reducir el enraizamiento.

Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (**LEAKEY y MESEN, 1991 citados por NUÑEZ, 1997**).

3.9. Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento.

El ácido indol-3-butírico (AIB) se utiliza para causar la formación de raíces aun más a menudo que el ácido naftalenacético (ANA) o cualquier otra auxina **(SALISBURY y ROSS, 2000)**.

La concentración óptima de auxina varía con la especie y el método de aplicación. Por ejemplo, la concentración de 0,2% de AIB ha dado los mejores resultados en *Alnus acuminata*, *Bombacopsis quinata*, *Cedrela odorata*, *Eucalyptus deglupta*, *Gmelina arborea* y *Swietenia macrophylla*. **(DÍAZ et al., 1991, 1992, LEAKEY et al., 1990, MESÉN 1993)**.

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, el método más utilizado es la aplicación en polvo en mezcla con talco neutro; también se ha utilizado la inmersión rápida en soluciones concentradas, remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringas **(MESÉN, 1998)**.

3.10. El propagador de subirrigación.

Consiste en un invernadero en miniatura, los cuales tienen la función de proveer agua por capilaridad al sustrato y evitar su evaporación **(MESÉN, 1998)**. Este es un sistema muy simple y de baja tecnología que no requiere un suministro de agua de cañería ni electricidad, según **LEAKEY et al., (1990)**, consiste en un marco de madera o de metal rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6,0 a 10,0 cm de diámetro), piedras pequeñas

(3,0 a 6,0 cm) y grava, y los últimos cinco cm se cubren con un sustrato de enraizamiento (arena fina, aserrín, etc.). Los 20,0 cm basales se llenan con agua, de manera que el sustrato de enraizamiento siempre se mantendrá húmedo por capilaridad. Para introducir el agua u observar su nivel, se utiliza una sección de bambú o cualquier otro material insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizan marcos de reglas que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo propagador. La caja se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna. El agua del propagador debe cambiarse al menos cada seis meses. Se debe tener cuidado de mantener el plástico limpio y libre de agujeros, la suciedad reduce la cantidad de luz que llega a las estacas y puede limitar el enraizamiento (Figura N° 1).

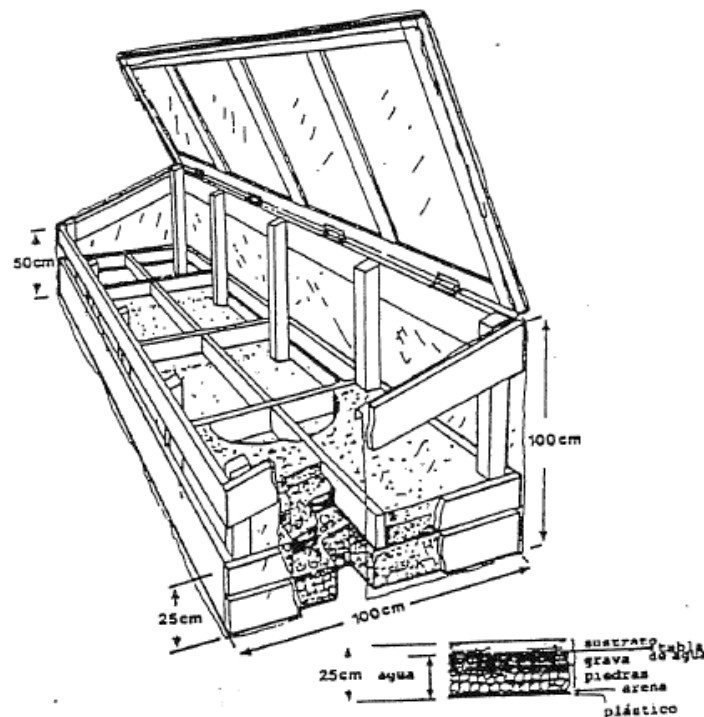


Figura N° 1. Propagador de subirrigación (Leakey, 1990).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Materiales

4.1.1. Materiales, equipos e insumos de campo.

Tijera de podar, caja de refrigeración, balde, bolsas de plástico grande, hilo pabilo, etiquetas, cinta métrica, postes de quinilla, listones para cámara, mica transparente N° 08 , clavo 1" y 3", bisagra, candado, carretilla, malla metálica 4 mm, malla sombreadora negra 80% (4,2x100 m), tachuela, manguera, pala recta, hilo nylon, wincha 10 m., mochila aspersora 15 L, vernier, termohigrómetro, termómetro digital, luxómetro, micropipeta labopette (10 μ m), ventilador pequeño, cemento, sustrato (arena), fungicida.

4.1.2. Materiales de oficina.

Papel bond A4 80 g, lápiz, lapicero, borrador, regla graduada, de 30 cm, cartucho de impresora, plumones indelebles, clips, resaltadores, correctores, cd-rw, engrapador, perforador, calculadora científica, cinta maskingtape, etiquetas adhesivas, archivadores, papel milimetrado.

4.1.3. Materiales y reactivos de laboratorio.

Mandil blanco para laboratorio, guantes quirúrgicos, algodón, piceta, espátula de acero inoxidable, hexagonales, matraz Erlenmeyer 125ml, probeta 100 ml, frasco de ácido indol 3-butírico (25g), alcohol 96°, agua destilada, lejía comercial al 5,25%.

4.2. Metodología

4.2.1. Ubicación del experimento.

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en los meses de julio a setiembre de 2008 en el área de propagación del vivero experimental del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) San Martín, ubicado en el distrito de Morales, provincia y departamento de San Martín; cuyas coordenadas UTM son: N 9283654 y E 0347742 a una altitud de 332 m.s.n.m.m.

4.2.2. Condiciones climáticas.

Cuadro N° 1: Datos climáticos de julio a setiembre del 2008, correspondiente al periodo experimental.

Meses	Temperatura (°C)			H. R. (%)	Horas Sol Día	PP. (mm)
	Mínima	Máxima	Media			
Julio	19,33	24,93	22,13	72,92	9,04	46,20
Agosto	19,17	26,68	22,92	66,52	8,00	56,25
Setiembre	19,36	26,20	22,78	70,63	7,70	130,95

FUENTE: Estación Meteorológica MAP N° 310 (2008) SENAMHI.

4.2.3. Componentes en Estudio.

4.2.3.1. Material vegetativo

Estacas de sachá inchi del ecotipo Mishquiyacu del campo experimental del IIAP – SAN MARTÍN.

4.2.3.2. Longitud de estacas (A)

$$a_1 = 4,0 \text{ cm}$$

$$a_2 = 6,0 \text{ cm}$$

$$a_3 = 8,0 \text{ cm}$$

4.2.3.3. Área foliar (B)

$$b_1 = 0,0 \text{ cm}^2$$

$$b_2 = 25,0 \text{ cm}^2$$

$$b_3 = 50,0 \text{ cm}^2$$

$$b_4 = 100,0 \text{ cm}^2$$

4.2.4. Tratamientos en estudio

Cuadro Nº 2: Distribución de los tratamientos en estudio.

Tratamiento	Clave	Longitud de estaca	Área foliar
T ₁	a ₁ b ₁	4,0 cm	0,0 cm ²
T ₂	a ₁ b ₂	4,0 cm	25,0 cm ²
T ₃	a ₁ b ₃	4,0 cm	50,0 cm ²
T ₄	a ₁ b ₄	4,0 cm	100, cm ²
T ₅	a ₂ b ₁	6,0 cm	0,0 cm ²
T ₆	a ₂ b ₂	6,0 cm	25,0 cm ²
T ₇	a ₂ b ₃	6,0 cm	50,0 cm ²
T ₈	a ₂ b ₄	6,0 cm	100,0 cm ²
T ₉	a ₃ b ₁	8,0 cm	0,0 cm ²
T ₁₀	a ₃ b ₂	8,0 cm	25,0 cm ²
T ₁₁	a ₃ b ₃	8,0 cm	50,0 cm ²
T ₁₂	a ₃ b ₄	8,0 cm	100,0 cm ²

4.2.5. Diseño Experimental.

Para el presente trabajo de investigación se utilizó el Diseño de Bloques Completamente al Azar (DBCA) con arreglo factorial 3A x 4B con 3 Repeticiones o Bloques y 9 estacas por tratamiento. Se generó una base de datos en el software Microsoft Excel. Los datos fueron analizados mediante el análisis de varianza y sometidos a la prueba de Tukey con un nivel de significancia de $p < 0,05$ de probabilidad de error para determinar la naturaleza de las diferencias entre tratamientos. Previo al análisis, los datos de número y longitud de

raíces fueron transformados a $\sqrt{x+1}$, así mismo el porcentaje de enraizamiento y pudrición fueron transformadas mediante la fórmula $\arcsen \sqrt{\%}$ (DÍAZ, 1991).

4.2.5.1. Modelo aditivo lineal

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \varphi_k + \epsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = Es la respuesta obtenida en la unidad experimental correspondiente al k-ésimo bloque a la cual se le aplicó el i-ésimo nivel del factor A, con el j-ésimo nivel del factor B.

μ = Es el efecto de la media general

α_i = Efecto del i-ésimo nivel del factor A.

β_j = Efecto del j-ésimo nivel del factor B.

$\alpha\beta)_{ij}$ = Efecto de la interacción entre el i-ésimo nivel del factor A con j-ésimo nivel del factor B.

φ_k = Efecto del k-ésimo bloque.

ϵ_{ijk} = Es la variación del error asociado con las ijk unidades.

Para:

$i = 1, 2, 3$, niveles del factor A.

$j = 1, 2, 3, 4$, niveles del factor B.

$k = 1, 2, 3$, bloques.

4.2.5.2. Análisis de varianza.

Cuadro N° 3: Esquema del análisis de varianza

Fuente de variabilidad	GL
Bloque	2
Tratamiento	11
A (Longitud de Estaca)	2
B (Nivel de Área Foliar)	3
AxB	6
Error experimental	22
Total	35

4.2.6. Características del experimento

4.2.6.1. Área de propagación

Largo	: 9,20 m
Ancho	: 1,80 m
Área total	: 16,56 m ²

4.2.6.2. Bloques

Número total de bloques	: 3
Largo total del bloque	: 2,40 m
Largo neto del bloque	: 2,35 m
Ancho total del bloque	: 0,80 m
Ancho neto del bloque	: 0,75 m
Ancho entre bloques	: 0,50 m
Área total de bloques	: 1,92 m ²
Área neta de bloques	: 1,76 m ²

4.2.6.3. Tratamientos

Número de tratamientos/ bloque	:	12
Número total de tratamientos	:	36
Longitud total de tratamientos	:	0,40 m
Ancho total de tratamientos	:	0,40 m
Área total de tratamientos	:	0,160 m ²
Longitud neta de tratamientos	:	0,392 m
Ancho neto de tratamientos	:	0,375 m
Área neta de tratamientos	:	0,147 m ²

4.2.6.4. Estacas

Número de estacas/ tratamientos	:	9
Número de estacas / bloque	:	108
Número total de estacas	:	324
Distanciamiento entre estacas	:	0,10 m

4.2.7. Ejecución del experimento**4.2.7.1. Construcción e implementación del área de propagación.**

Para la construcción del vivero se emplearon vigas de 4,20 m de largo y postes de madera dura de 2,70 m. que fueron enterradas a 0,70 m. de profundidad colocados cada 4,0 m, se construyeron pisos de cemento para cada propagador, así mismo se implementó colocando como techo una malla de sombra negra, para lograr una sombra de 80%.

4.2.7.2. Construcción e implementación del propagador de subirrigación.

El propagador de subirrigación está basado en el diseño de Howland, (1975), modificado por Leakey, (1990) y Longman, (1993), su estructura es de listones de madera al cual se lo pintó con esmalte blanco para proteger de la humedad e insectos con dimensiones de 2,40 m de largo por 0,80 m de ancho. Fue forrado con polietileno transparente # 8 el cual crea su propio microclima. La base de la cámara se rellenó con piedras grandes con diámetros entre 6 a 10 cm, seguido por piedras mas pequeñas y luego una capa de grava sobre el cual se colocó el sustrato a enraizar consistente en arena (**BARTRA, 2008**), este sustrato fue previamente lavado, secado y luego desinfestado con Hipoclorito de Sodio (lejía) al 5.25% y finalmente fue secado al sol.

4.2.8. Identificación y selección de plantas madres

Se identificaron y seleccionaron plantas madres sobresalientes del ecotipo Mishquiyacu del campo experimental del IIAP – SAN MARTÍN ubicado en el caserío Bello Horizonte, distrito de la Banda de Shilcayo, provincia y departamento de San Martín de un año y cinco meses edad por sus características fenotípicas de alto rendimiento en grano seco, alto contenidos de aceites y tolerancia al complejo nematodo-hongo. (**Cuadro N° 17**).

4.2.9. Preparación y etiquetado de plantas madres

Las plantas madres fueron preparados un mes antes de la extracción de estacas, mediante fertilización radicular (40 g de urea y 120 g de superfosfato triple por planta), fertilización foliar, podas, y aplicación de fungicida agrícola PROTEXIN 500 FW (20 ml/ 20 L agua) para la prevención de enfermedades causadas por hongos como *Phytyum* sp, *Phytophora* sp, *Fusarium* sp., con el propósito de favorecer la aparición de brotes vigorosos, edad y tamaño uniforme (30 a 50 cm. de longitud) para la obtención de estacas. Para el etiquetado se le asignó un número para cada planta mediante selección de la accesión con características sobresalientes, el cual se mantendrá a partir de ese momento y durante todas las etapas hasta el establecimiento de la plantación final.

4.2.10. Cosecha y traslado de brotes al área de propagación

Se cosecharon brotes de 30 a 50 cm de longitud, tomándose brotes que provenían de diferentes partes de la planta, la cosecha se realizó en horas tempranas del día (5,30 am a 7,30 am) evitando el “estrés” hídrico que podrían sufrir en el periodo desde la corta hasta su establecimiento en el propagador, con tijeras filosas de podar desinfectadas con alcohol (96%) luego de cortar los brotes se colocaron en hieleras para el transporte (distancia larga), con una capa de cubos de hielo en el fondo, seguidos por capas alternas de papel húmedo y brotes, para bajar la temperatura y así evitar su deshidratación.

4.2.11. Preparación de las estacas.

Para producir las estacas se realizó un corte oblicuo justo arriba de cada nudo, controlando que todas tuvieran longitudes de 4,0; 6,0 y 8,0 cm con área foliar de 0 cm², 25 cm², 50 cm² y 100 cm². Los brotes se cortaron y se protegieron, depositándose en recipientes con agua y fungicida para evitar el estrés fisiológico que sufren en el periodo de la preparación de las estacas. Para la obtención de las áreas foliares (25 y 50 cm²) en las estacas, las hojas fueron recortadas sobre plantillas de papel milimetrado (**Figura N° 9**) preparadas previamente con el área deseada (determinación del área mediante conteo de cuadros). Se tomaron estacas de la parte intermedia del brote (**Figura N° 7**) con un diámetro promedio de 38,50 mm.

4.2.12. Tratamiento hormonal de las estacas.

La auxina utilizada fue el ácido indol-3-butírico (AIB) al 0,2% (**BARTRA, 2008**), químicamente puro de la marca MERCK disuelto en alcohol puro (96%), utilizado como solvente. La aplicación fue dirigida a la base de la estaca con una micropipeta de 10 µl para asegurar que todas las estacas recibieran igual cantidad de esta solución puesto que este permite un control exacto de la cantidad y la concentración aplicada a todas las estacas, independientemente de las variaciones en el diámetro de las mismas y se procedió a evaporar el alcohol sometiendo la base de las estacas a una corriente de aire frío durante 30 segundos. Para preparar la solución de AIB al

0,2 %, se disolvió 0,2 g de AIB en alcohol, luego se agregó a una probeta y se completo hasta 100 ml con alcohol puro.

4.2.13. Establecimiento de las estacas en el propagador, etiquetado

Previo al establecimiento de las estacas, pequeños hoyos fueron abiertos en el sustrato a una profundidad de 2 cm con un espaciamiento de 0,10 x 0,10 m, en la cual se depositaron las estacas. El etiquetado se colocó una vez instalado el ensayo indicando el bloque, la combinación de factores en estudio, fecha y especie,

4.2.14. Manejo de los propagadores de subirrigación

Una vez que las estacas fueron establecidas en el propagador, se asperjó bien las hojas de las estacas con agua mediante un aspersor manual. Se realizaron inspecciones interdiarias para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que puedan ser foco de infección, para observar y mantener el nivel de la tabla de agua y para evaluar el avance en el proceso de enraizamiento. Siempre que se abrió la tapa del propagador para inspecciones, se roció con agua limpia las hojas de las estacas ayudándolas a mantenerlas turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento.

Durante el periodo del experimento, las condiciones ambientales de la cámara de propagación fueron registradas por siete días de 6,00 a.m a 6,00 p.m en la primera semana de haber establecido el ensayo. Se registró la irradiación solar con el equipo (DIGITAL LUX METER MODEL: SC105), La humedad relativa y la temperatura con el equipo (HYGRO-THERMOMETER CLOCK) y la temperatura de sustrato con el termómetro digital (DIGITAL THERMOMETER).

Las condiciones ambientales promedio en la cámara de propagación fueron: temperatura del aire 27,66, temperatura del sustrato 27,84°C, irradiación solar 74,46 lux y humedad relativa de 77,86%. El comportamiento de las variables mencionadas en el cuadro 4 a lo largo de siete días para las condiciones del sitio experimental, se presentan en las figuras 2, 3 y 4.

Cuadro N° 4: Condiciones ambientales dentro de la cámara de subirrigación durante el desarrollo del experimento, IIAP. Tarapoto.

	Promedio	Rango
Humedad relativa (%)	77,86	70,20 – 84,5
Temperatura del aire (°C)	27,66	24,42 – 30,16
Temperatura del sustrato (°C)	27,84	24,40 – 30,18
Radiación solar (Lux)	74,46	1,0 – 184,0

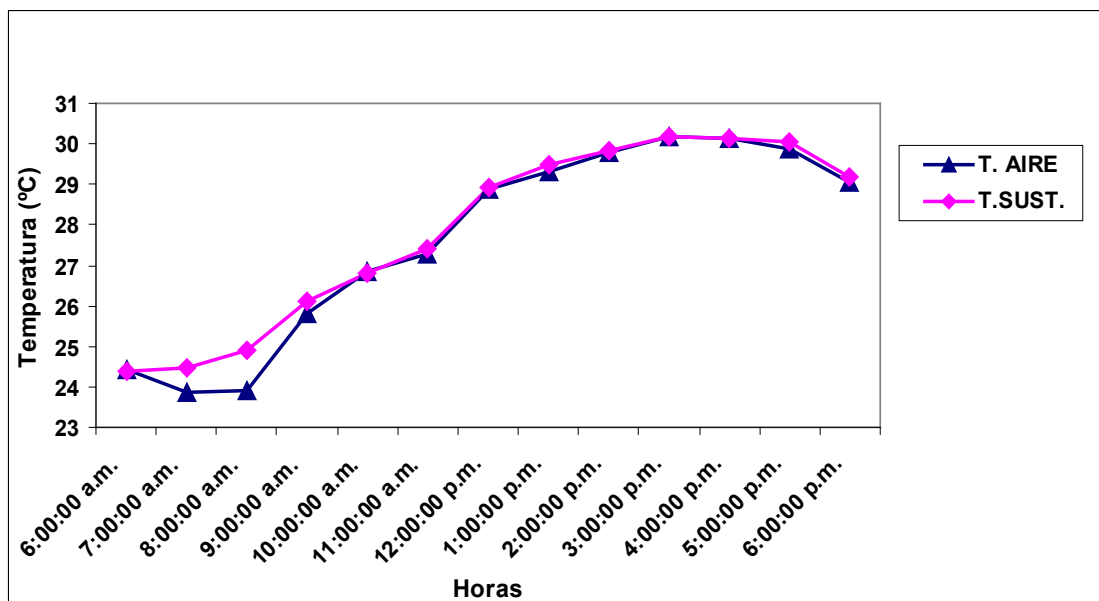


Figura N° 2: Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador de subirrigación bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz por un periodo de siete días.

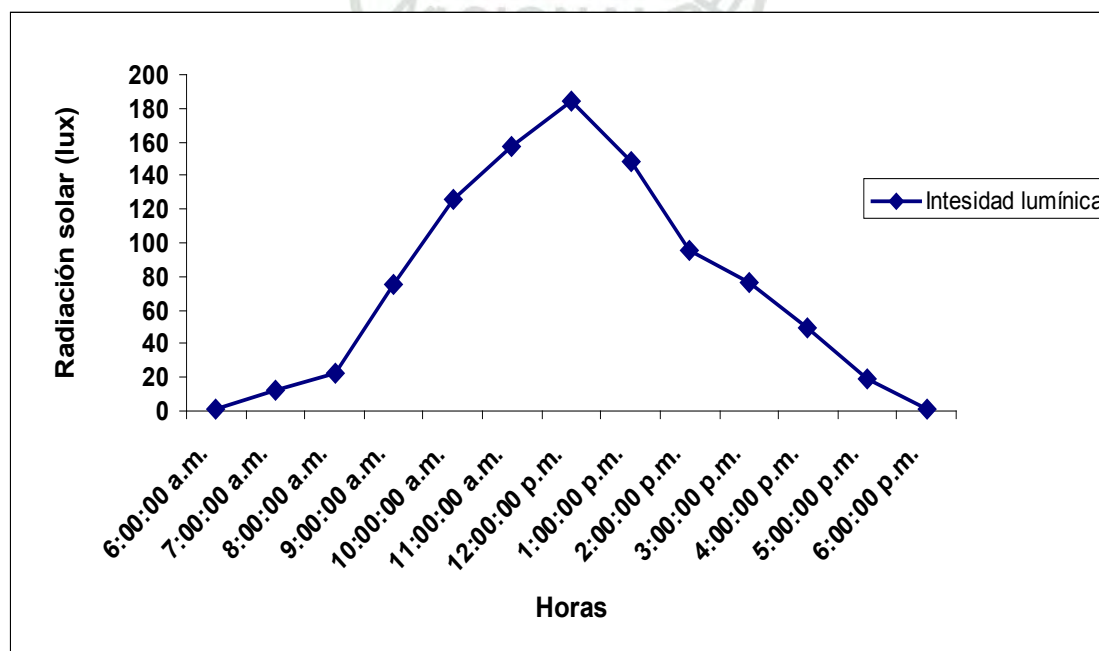


Figura N° 3: Variaciones en la radiación solar dentro del propagador de subirrigación bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz por un periodo de siete días.

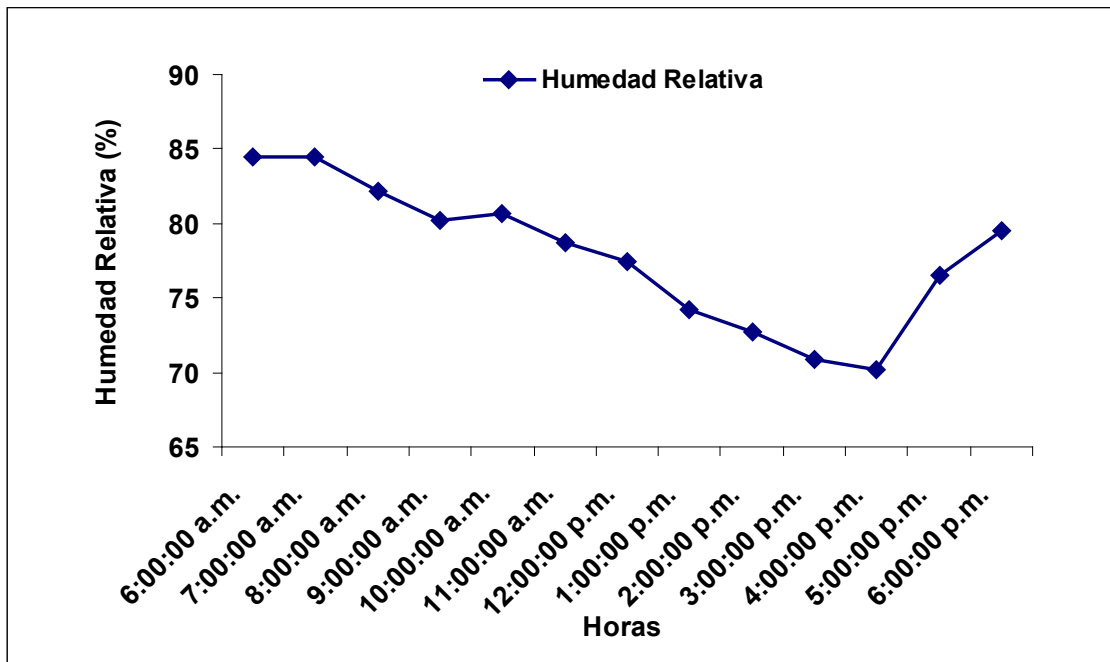


Figura N° 4: Variaciones de la humedad relativa dentro del propagador de subirrigación bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz por un periodo de siete días.

4.2.15. Trasplante del material enraizado

El trasplante se realizó a los 20 días de haberse establecidas las estacas en el propagador, cuando las raíces tuvieron 13 cm de longitud en promedio aproximadamente, se extrajo la estaca del propagador para ser repicados en bolsas que contenían una mezcla de tierra y humus como sustrato (2 tierra: 1 humus). El repique se realizó con cuidado ya que las raíces recién formadas son delicadas y se quiebran fácilmente, para lo cual primero se llenó de sustrato hasta la mitad de la bolsa, luego se puso la estaca y finalmente se cubrió con sustrato la otra parte.

4.2.16. Periodo de aclimatación.

Las estacas trasplantadas se trasladaron a un ambiente protegido de los rayos solares y se aplicaron riegos frecuentes durante los primeros días (plantas bajo una malla de 20% de traspaso de luz y la aplicación de uno o dos riegos diarios).

4.2.17. Evaluaciones registradas

4.2.17.1. Número de raíces por estaca.

Se registró el número de raíces considerándose nueve (9) estacas por tratamiento y por repetición bloque.

4.2.17.2. Longitud de raíces por estaca.

Se registró la longitud de raíces considerándose nueve (9) estacas por tratamiento y por repetición o bloque.

4.2.17.3. Porcentaje de enraizamiento.

Se evaluó al final del experimento a los 20 días, contándose el número de estacas enraizadas en base a un total de 9 estacas por tratamiento y por repetición o bloque.

4.2.17.4. Porcentaje de mortandad.

Esta evaluación se realizó considerando nueve (9) estacas por tratamiento y por repetición o bloque.

V. RESULTADOS

A los 20 días después de establecido el experimento de enraizamiento de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis*) procedentes del campo experimental del IIAP – SAN MARTÍN del ecotipo Mishquiyacu, con la aplicación de 0,2% de ácido indol-3-butírico (AIB), arena como sustrato y utilizando una tecnología sencilla mediante propagadores de Subirrigación, se obtuvo lo siguiente:

5.1. Número de raíces por estacas.

Cuadro N° 5: Análisis de varianza del número de raíces de *Plukenetia volubilis* L. evaluado a los 20 días. Datos transformados $\sqrt{x+1}$.

F. de V.	GL	SC	CM	FC	FT	Signif.
Bloques	2	0,2390	0,1195	1,04232	3,44 – 5,72	n.s
A	2	5,1982	2,5991	22,6688	3,44 – 5,72	**
B	3	55,3669	18,4556	160,9677	3,05 – 4,82	**
Int. AB	6	3,3059	0,5510	4,8056	2,55 – 3,76	**
Error	22	2,5224	0,1147			
Total	35	66,6324	1,9038			

n.s = No significativo con $p=0.05$, * = Significativo con $p<0.05$, ** = Significativo con $p<0.01$.

$$\bar{X} = 13,37$$

$$R^2 = 96,21 \%$$

$$C.V. = 5,52\%$$

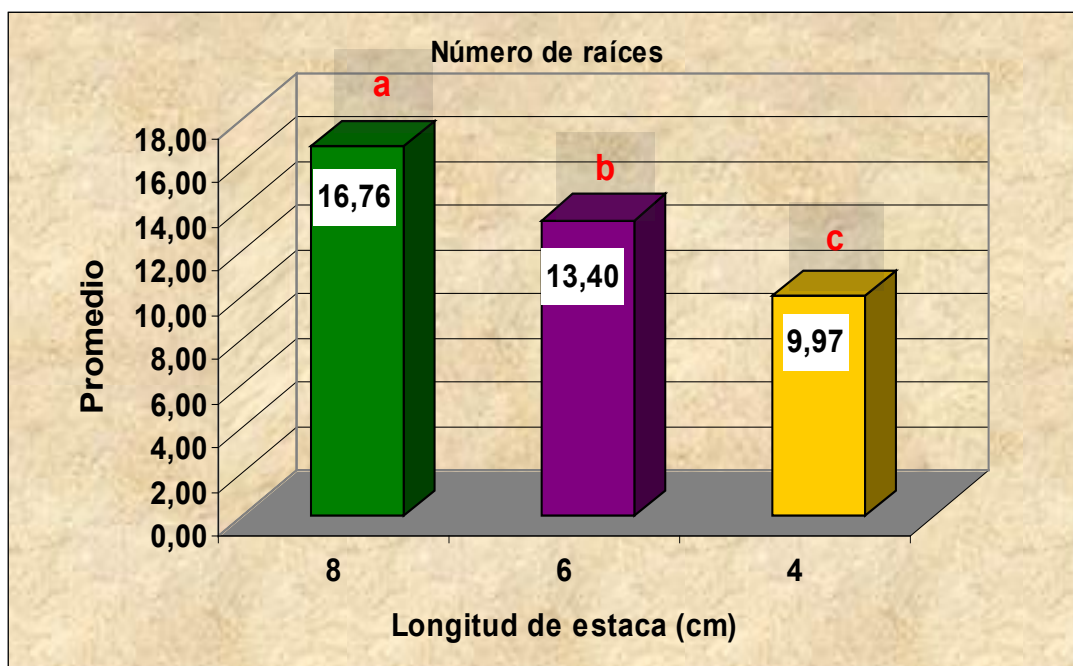


Gráfico N° 1: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal longitud de estaca (A), evaluados a los 20 días.

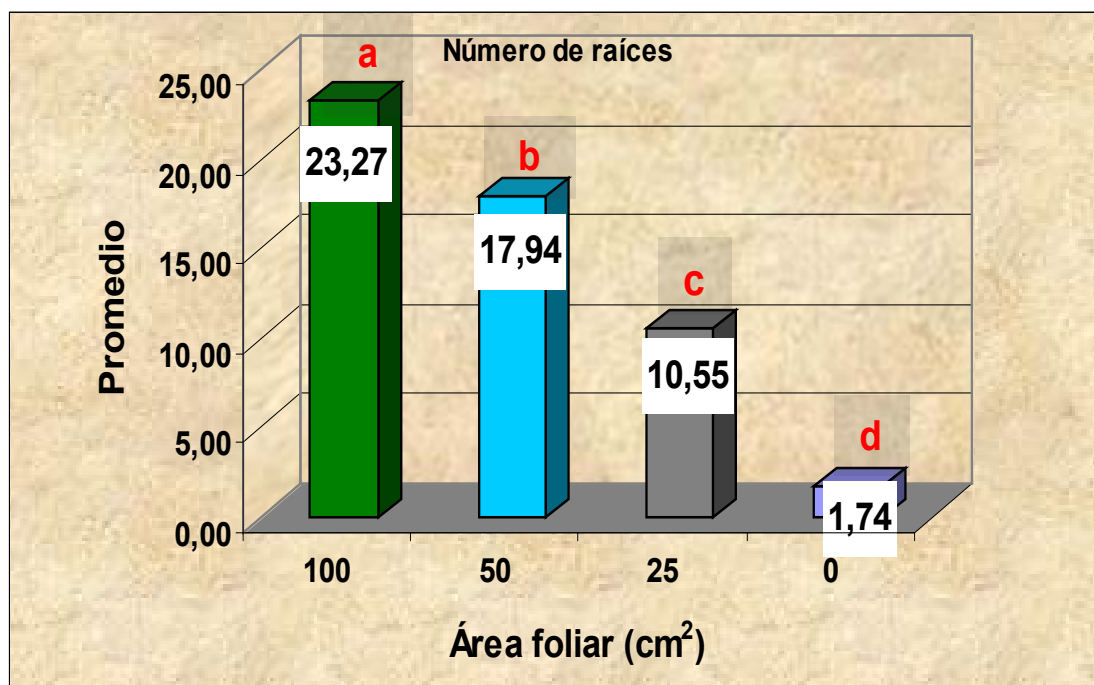


Gráfico N° 2: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal área foliar (B), evaluados a los 20 días.

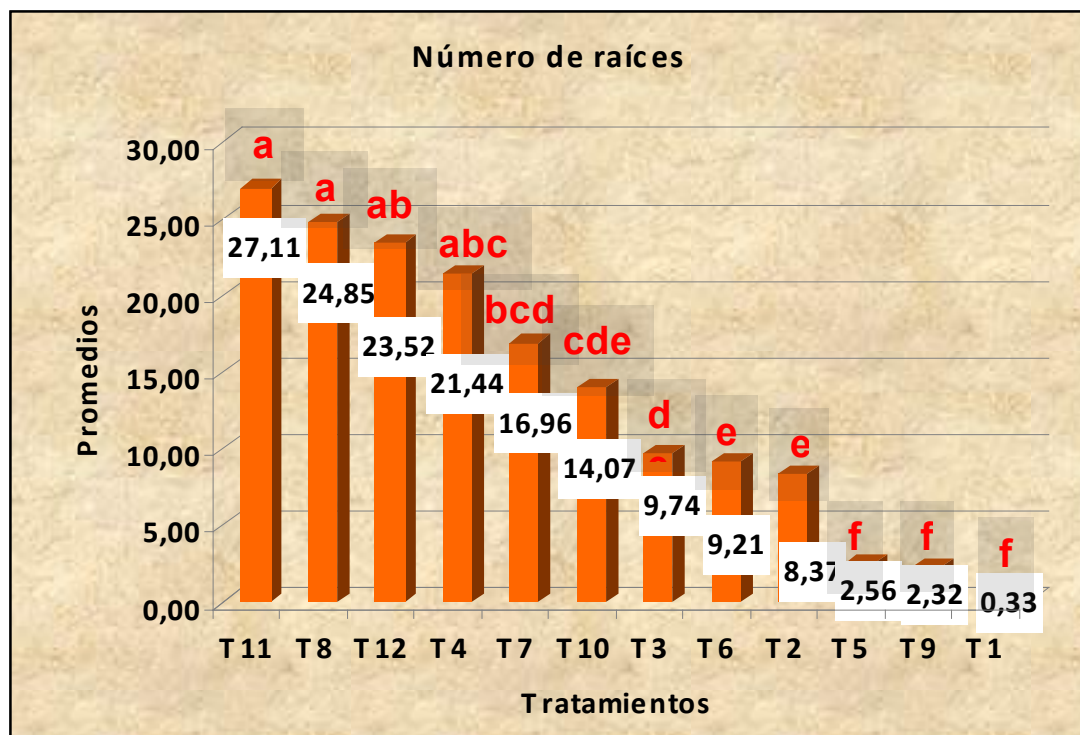


Gráfico N° 3: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para la interacción longitud de estaca (A) y área foliar (B), evaluados a los 20 días.

5.2. Longitud de raíces por estacas.

Cuadro N° 6: Análisis de varianza de la longitud de raíz de *Plukenetia volubilis* L. evaluados a los 20 días. Datos transformados $\sqrt{x+1}$.

F. de V.	GL	SC	CM	FC	FT	Signif.
Bloques	2	1,8955	0,9477	12,1881	3,44 – 5,72	**
A	2	0,3421	0,1710	2,1996	3,44 – 5,72	n.s
B	3	16,9217	5,6406	72,5387	3,05 – 4,82	**
Int. AB	6	0,6822	0,1137	1,4622	2,55 – 3,76	n.s
Error	22	1,7107	0,0778			
Total	35	21,5522	0,6158			

n.s = No significativo con $p=0.05$, * = Significativo con $p < 0.05$, ** = Significativo con $p < 0.01$

$\bar{X} = 7,54$ cm

$R^2 = 92,06$ %

C.V. = 9,89%

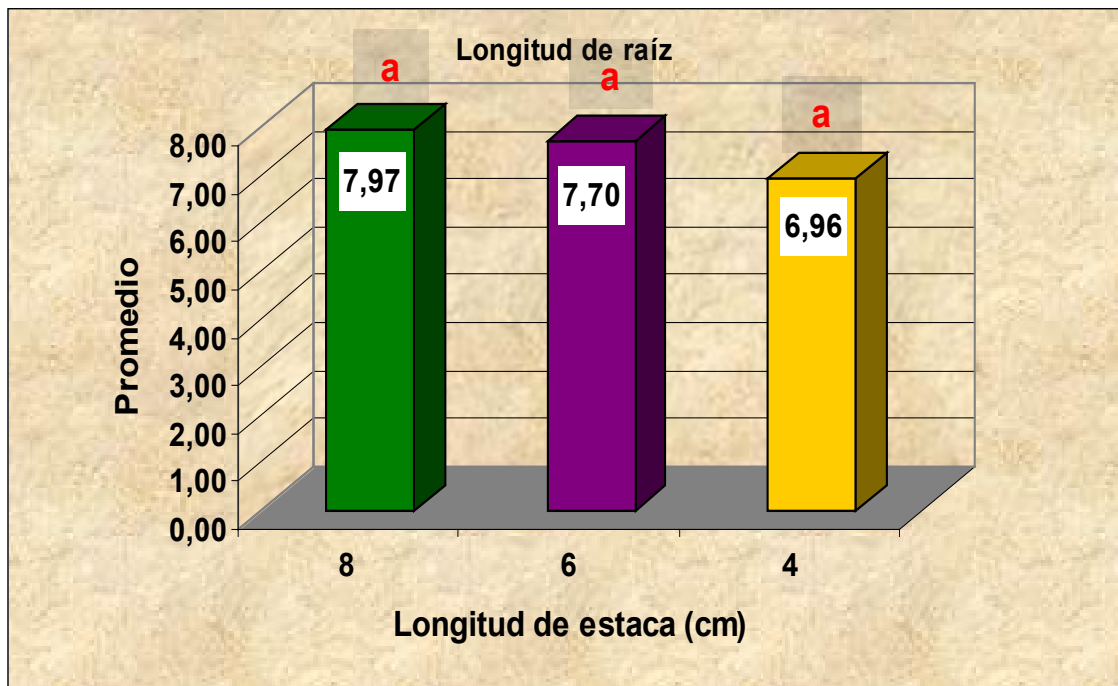


Gráfico N° 4: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal longitud de estaca (A), evaluados a los 20 días.

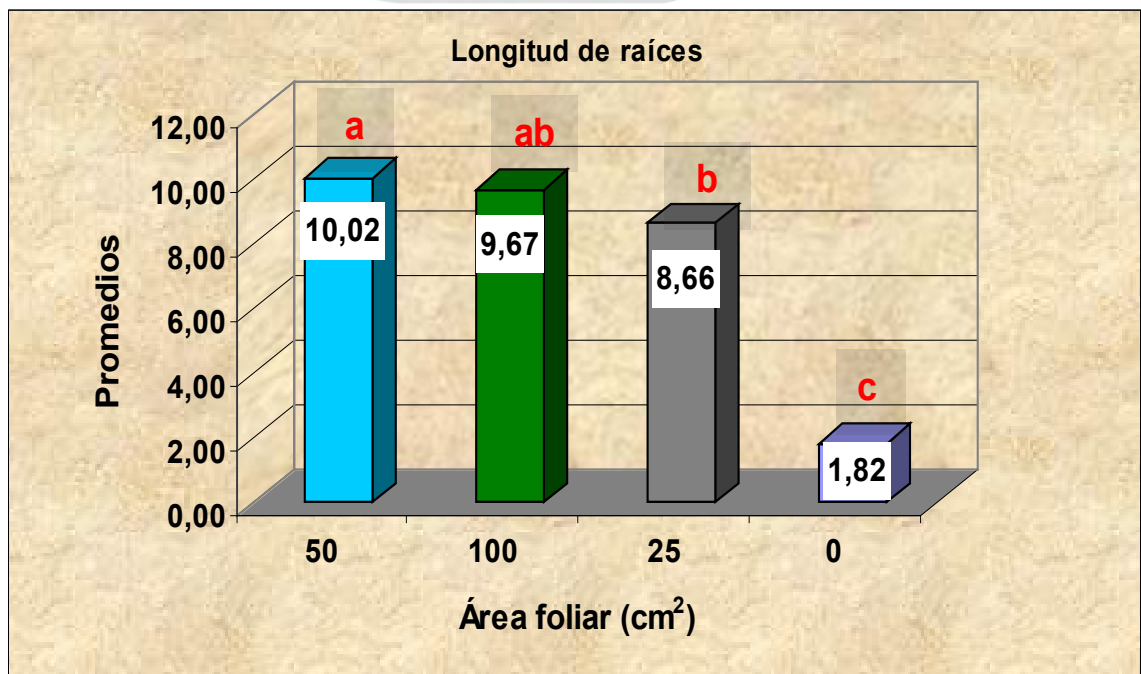


Gráfico N° 5: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal área foliar (B) *volubilis* L. evaluados a los 20 días.

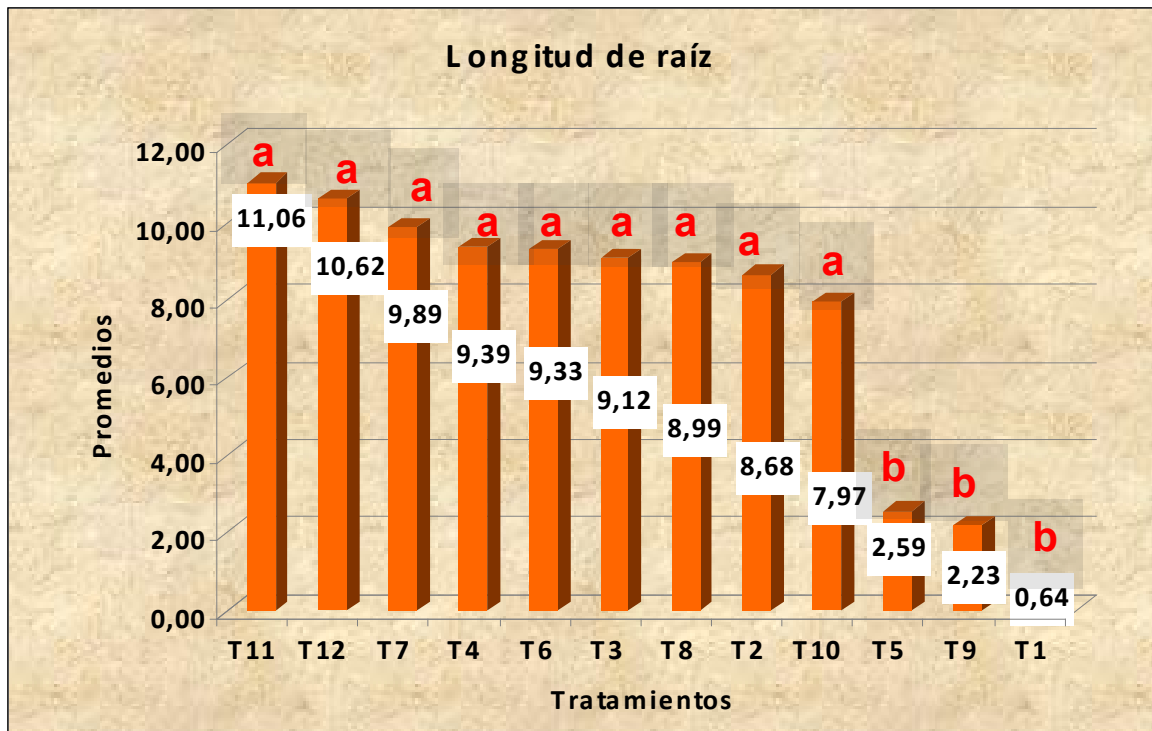


Gráfico N° 6: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para la interacción longitud de estaca (A) y área foliar (B), evaluados a los 20 días.

5.3. Porcentaje de enraizamiento.

Cuadro N° 7: Análisis de varianza para el porcentaje de enraizamiento de *Plukenetia volubilis* L. evaluados a los 20 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

F. de V.	GL	SC	CM	FC	FT	Signific.
Bloques	2	0,0102	0,0051	0,3113	3,44 – 5,72	n.s
A	2	0,1792	0,0896	5,4486	3,44 – 5,72	*
B	3	7,4211	2,4737	150,4485	3,05 – 4,82	**
Int. AB	6	0,6293	0,1049	6,3786	2,55 – 3,76	**
Error	22	0,3617	0,0164			
Total	35	8,6015	0,2458			

n.s= No significativo con $p=0.05$, *=Significativo con $p < 0.05$, **= Significativo con $p < 0.01$

$\bar{X} = 81,79\%$

$R^2 = 95,80\%$

C.V. = 9,93%

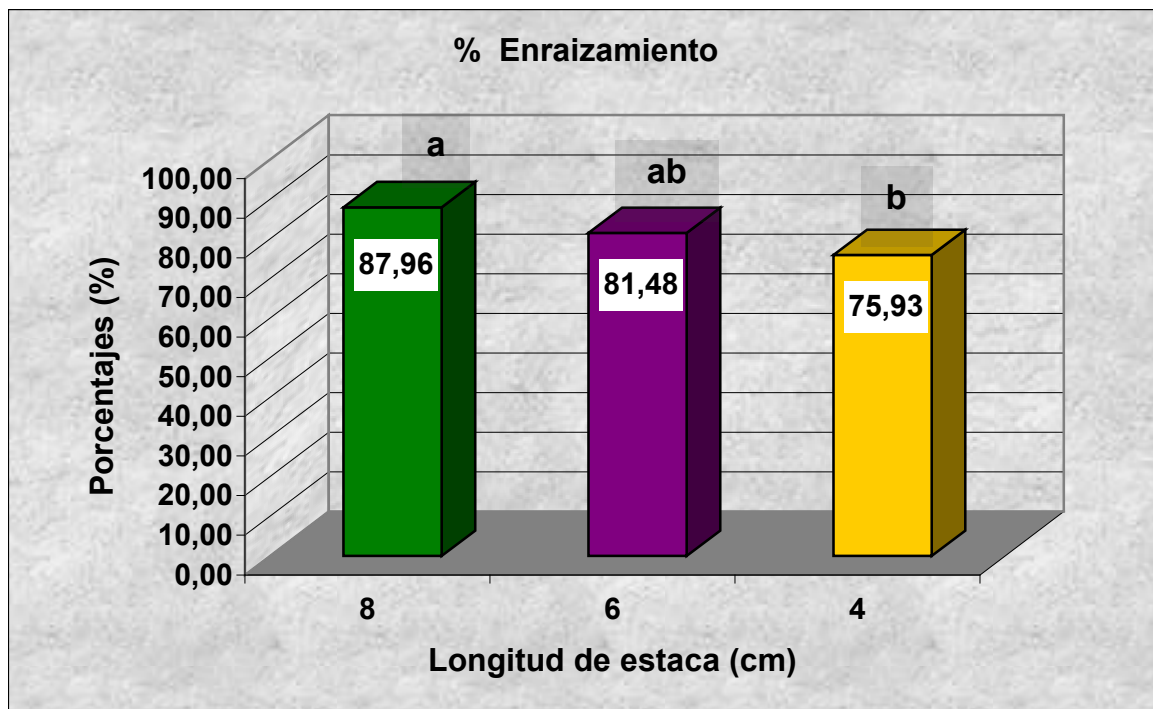


Gráfico N° 7: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal longitud de estaca (A), evaluados a los 20 días.

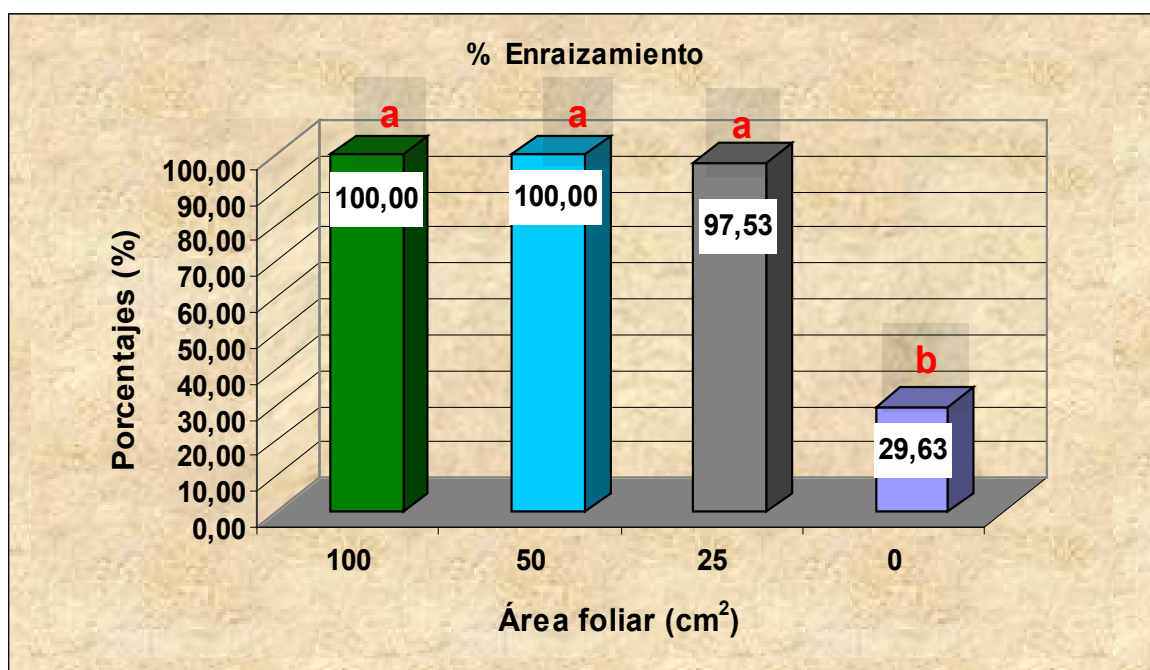


Gráfico N° 8: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal área foliar (B), evaluados a los 20 días.



Gráfico N° 9: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para la interacción longitud de estaca (A) y área foliar (B), evaluados a los 20 días.

5.4. Porcentaje de mortandad.

Cuadro N° 8: Análisis de varianza para el porcentaje de mortandad de *Plukenetia volubilis* L. evaluados a los 20 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

F. de V.	GL	SC	CM	FC	FT	Signific.
Bloques	2	0,0169	0,0084	0,5368	3,44 – 5,72	n.s
A	2	0,0319	0,0160	1,0163	3,44 – 5,72	n.s
B	3	0,2635	0,0878	5,5898	3,05 – 4,82	**
Int. AB	6	0,0958	0,0160	1,0163	2,55 – 3,76	n.s
Error	22	0,3457	0,0157			
Total	35	0,7538	0,0215			

n.s= No significativo con $p=0.05$, *=Significativo con $p<0.05$, **= Significativo con $p<0.01$

$$\bar{X} = 2,14\%$$

$$R^2 = 93,4\%$$

$$C.V. = 75,1\%$$

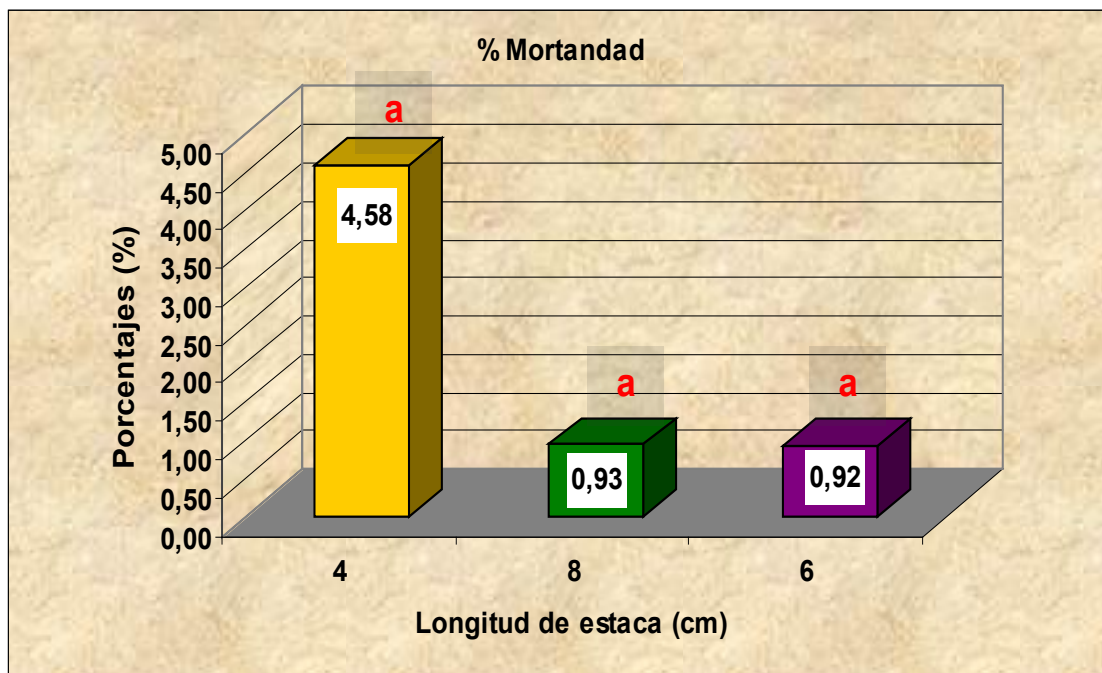


Gráfico N° 10: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal longitud de estaca (A). evaluados a los 20 días.

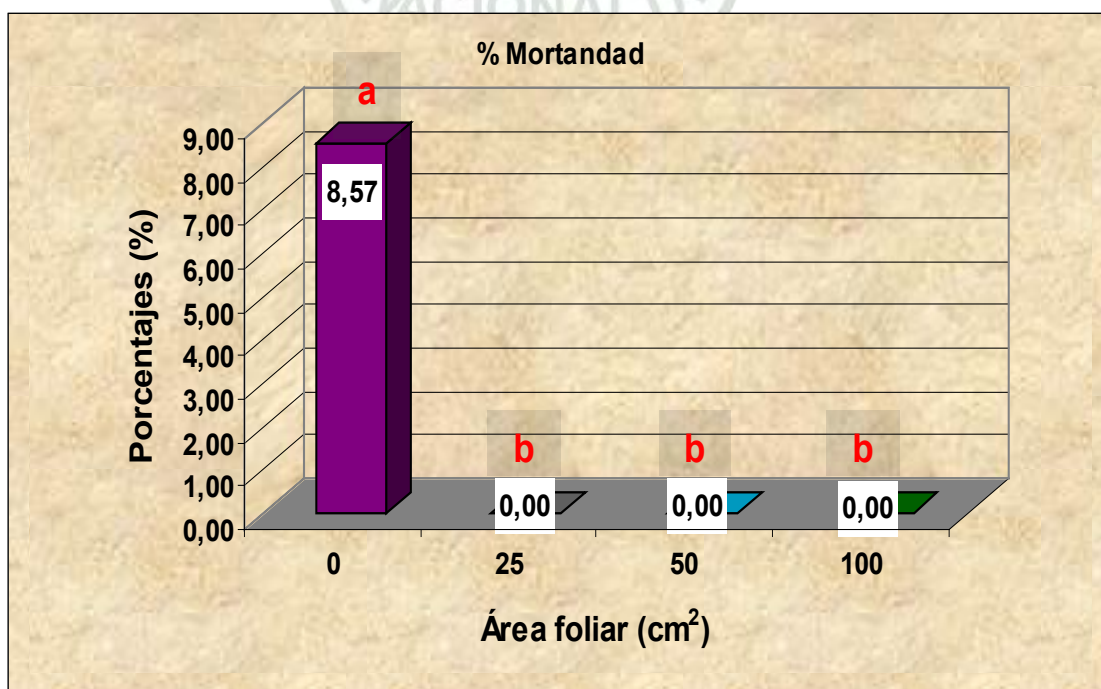


Gráfico N° 11: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para el efecto principal área foliar (B) evaluados a los 20 días.



Gráfico N° 12: Prueba de Tukey ($p < 0.05$) para la interacción longitud de estaca (A) y área foliar (B), evaluados a los 20 días.

VI. DISCUSIONES

6.1. Número de raíces por estaca.

El análisis de varianza (**cuadro N° 5**) para el número de raíces obtenidos en los 12 tratamientos, indica que estadísticamente existen diferencias altamente significativas, para las longitudes de estacas probadas (A), para el nivel de área foliar (B) y la interacción de ambos factores (A x B), aceptándose por tanto que el desarrollo de raíces adventicias en sachá inchi dependen, entre otras condiciones, de la longitud de la estaca y nivel de área foliar. Se obtuvieron una media de 13,37; con un coeficiente de variabilidad de 5,52% y un coeficiente de determinación de 96,21% resultados que están dentro del rango de dispersión aceptable según Calzada 1982.

Las pruebas de Tukey para longitud de estaca (**Gráfico N° 1**), se muestran que existe diferencias estadísticas significativas entre las tres longitudes de estacas (4, 6 y 8 cm), siendo la longitud de 8 cm (16,76) superior a la de 6 cm y 4 cm de longitud respectivamente, estos resultados son corroborados con DÍAZ (1991), donde los mejores resultados se dan en estacas de 8 y 6 cm de longitud en la especie forestal de *Gmelina arborea*. RUIZ (2008), obtuvo mayor número de raíces adventicias en estacas intermedias de sachá inchi de 8 cm de longitud y 50 cm² de área foliar (19 raíces) frente a las estacas apicales (13 raíces), así mismo indica que el mayor número de raíces se obtuvo con la dosis 0,2% de AIB con 25,94 raíces en promedio.

Para el área foliar (**Gráfico N° 2**) muestra que existe diferencias significativas del área foliar de 100 cm² respecto a las demás; ya que el área foliar de 100 cm² superó a la de 50 cm², 25 cm² y 0 cm² de área foliar.

Los mejores resultados lo presentaron las áreas foliares de 100 y 50 cm², probablemente por que estas áreas foliares favorecieron una mayor fotosíntesis y con ello un mayor número de raíces. Esto concuerda con los experimentos de DÍAZ (1991), con *Gmelina arborea*, donde el mayor número de raíces se obtuvo con áreas foliares de 100 y 50 cm².

Así mismo, se puede notar que existe una relación directa entre área foliar y el número de raíces, ya que a mayor área foliar se presentó mayor número de raíces, tal y como lo han demostrado LEAKEY y COUTTS (1989), en estacas de *Tryplochiton scleroxylon*, donde un menor número de raíces por estacas se produjo con el área de 10 cm² en comparación a lo obtenido con las áreas de 50 cm² y 100 cm² lo cual es atribuido a la mayor producción de carbohidratos solubles encontrado con las dos áreas mayores. Así mismo, (COSTA y CHALLA, 2002, citado por SANTELICES, 2007), menciona que la superficie foliar en las estacas puede llegar a ser un indicador de la cantidad de raíces producidas.

La interacción longitud de estaca y área foliar (**Gráfico N° 3**) muestra que el tratamiento T₁₁ (8 cm de estaca con área foliar de 50 cm²) presentó el mejor comportamiento lográndose el mayor número de raíces (27,11), seguido del tratamiento T₈ (6 cm de estaca con área foliar de 100 cm²) y tratamiento T₁₂ (8

cm de estaca con área foliar de 100 cm²) con promedios de 24,85 y 23,52 respectivamente.

Este mayor número de raíces presentado en el tratamiento T₁₁ (8 cm de estaca con área foliar de 50 cm²), se debe probablemente a una concentración hormonal adecuada y un equilibrio entre los procesos fotosintéticos y de respiración de la estaca, provocando la formación y desarrollo de nuevas raíces. De igual manera Díaz (1991), obtuvo el mayor número de raíces en estacas de 8 cm de longitud con 50 cm² de área foliar en un trabajo de investigación realizado con la especie de *Gmelina arborea*.

El enraizamiento se ve afectado por la radiación en el ambiente incidiendo sobre la turgencia de las hojas y la producción de carbohidratos requeridos para la iniciación y crecimiento de las raíces (GRANDE y LOACH, 1985). La irradiación no debería ser tan alta como para inhibir el enraizamiento a través de sus efectos sobre la acumulación de azúcares y pérdida de turgencia, pero debería ser suficiente para permitir la producción fotosintética de carbohidratos para la iniciación y crecimiento de las raíces (LOACH, 1988b). Es por ello, que para el experimento se utilizó una malla sombreadora al 20% de traspaso de luz, durante el periodo de enraizamiento de 20 días. El rango de la intensidad lumínica bajo una sombra de malla de sarán de 80% de sombra en el experimento durante siete días fue de 1,0 – 184,0 lux (cuadro N° 4).

El resultado más bajo con respecto a esta variable se obtuvo con los tratamientos T_5 , T_9 y T_1 con longitudes de 6, 8 y 4 cm de estaca con 0 cm^2 (sin área foliar) obteniéndose promedios de 2,56; 2,32 y 0,33 respectivamente. El número de raíces producido por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producidos mediante fotosíntesis, al área donde surgen las raíces (MOE y ANDERSON, 1988, VEIRSKOV y ANDERSON, 1982, citado por MESÉN, 1997).

6.2. Longitud de raíces

El análisis de varianza (**cuadro N° 6**) para la longitud de raíces obtenidos en los 12 tratamientos, muestra que no existe diferencias significativas para la longitud de estaca (A), pero sí para el nivel de área foliar (B). Para la interacción longitud de estaca (A) y nivel de área foliar (B), no mostraron efectos significativos. Se presentó una media de 7,54, con un coeficiente de variabilidad de 9,89% y un coeficiente de determinación de 92,06% resultados que están dentro del rango de dispersión aceptable (CALZADA, 1982).

Es necesario aclarar que se encontraron diferencias estadísticas altamente significativas entre bloques; probablemente estas diferencias se debieron a que el bloque I, recibió mayor luminosidad en comparación con los bloques II y III.

Estos resultados son corroborados por HARTMANN y KESTER (1997), quienes mencionan que el enraizamiento de las estacas con radiación solar por debajo del nivel óptimo está limitado por la carencia de carbohidratos y suministro de auxinas a la base de la estaca. Por encima del óptimo, es posible que exista

demasiada concentración de carbohidratos, fotodestrucción de las auxinas, cambios en las relaciones de agua y concentración de sustancias promotoras o inhibidoras de crecimiento.

Las pruebas de Tukey para longitud de estaca (**Gráfico N° 4**), se muestran que no existen diferencias estadísticas significativas entre las tres longitudes de estacas, en la cual la estaca de 8 cm de longitud superó ligeramente a las estacas de 6 y 4 cm de longitud respectivamente. Estos resultados concuerdan con Díaz *et al.*, 1992 en estudios realizados en estacas de *Cedrela odorata* de 4, 6, 8 cm de longitud, quien encontró que las estacas de longitudes de 6 cm y de 8 cm mostraron los mejores porcentajes en cuanto a la longitud de raíces.

En cuanto a área foliar (**Gráfico N° 5**) no se encontraron diferencias estadísticas significativas del área foliar de 50 cm² respecto a la de 100 cm², pero numéricamente sí, ya que el área foliar de 50 cm² superó a la de 100 cm². Así mismo el área foliar de 50 cm² mostró diferencias estadísticas significativas y numéricas respecto a la de 25 cm² y 0,0 cm² de área foliar. Esto concuerda en parte con AMINAH *et al.*, (1997) quienes realizaron ensayos en *Shorea leprosul*, en la cual mencionan que parece ser una óptima área foliar en el que el equilibrio entre la fotosíntesis y la transpiración es óptima.

Para la interacción longitud de estaca y área foliar (**Gráfico N° 6**) se muestra que no existe diferencias significativas en los tratamientos (T₁₁, T₁₂, T₇, T₄, T₆, T₃, T₈, T₂, T₁₀), el tratamiento T₁₁ (8 cm de estaca con área foliar de 50 cm²) presentó el mejor comportamiento lográndose una mayor longitud de raíz

(11,06), seguido del tratamiento T_{12} (8 cm de estaca con área foliar de 100 cm^2) y tratamiento T_7 (6 cm de estaca con área foliar de 50 cm^2) con promedios de 10,62 y 9,89 respectivamente. Los resultados más bajos con respecto a esta variable se obtuvieron con los tratamientos T_5 , T_9 y T_1 con longitudes de 6, 8 y 4 cm de estaca con 0 cm^2 de área foliar obteniéndose promedios de longitudes de raíces de 2,59; 2,23 y 0,64 respectivamente.

En este caso las reservas presentes en las estacas de 8 cm de longitud y el área de 50 cm^2 influyó en una adecuada reserva nutricional; pues la emisión de raíces requieren de metabolitos y nutrientes (ROJAS *et al.*, 2004).

6.3. Porcentaje de enraizamiento

El análisis de varianza (**Cuadro N° 7**) para el porcentaje de enraizamiento obtenido en los 12 tratamientos, indica que estadísticamente existen diferencias significativas tanto para las longitudes de estacas probadas y altamente significativas para el nivel de área foliar. Para la interacción longitud de estaca y nivel de área foliar, también mostró que existieran efectos altamente significativos, aceptándose por tanto que el desarrollo de raíces adventicias en sachá inchi dependen, entre otras condiciones, de la longitud de la estaca y nivel de área foliar. Se presentó una media de 81,79%, con un coeficiente de variabilidad de 9,93% y un coeficiente de determinación de 95,80% resultados que están dentro del rango de dispersión aceptable (CALZADA, 1982).

Las pruebas de Tukey para longitud de estaca (**Gráfico N° 7**) en cuanto al promedio del porcentaje de enraizamiento, muestran que no existe diferencias

estadísticas significativas de la longitud 8 cm con la longitud de 6 cm, pero sí respecto a la estaca de 4 cm, en la cual la estaca de 8 cm de longitud fue mayor que la longitud de 6 cm y de 4 cm respectivamente. Resultados similares obtuvo DÍAZ (1991), en estacas de 8 y 6 cm de longitud en la especie forestal de *Gmelina arborea*.

Los resultados anteriores concuerdan con lo expuesto por Baggio (1982) y Melchior *et al.*, (1974), quienes mostraron que existe un tamaño o longitud de estacas óptimo que influye en el proceso de enraizamiento, probablemente originado por un equilibrio en el contenido hídrico y de AIB de la estaca, obteniéndose un enraizado operacional aceptable. RUIZ (2008), obtuvo un mayor porcentaje de enraizamiento en estacas intermedias y estacas basales de 8 cm de longitud y 50 cm² de área foliar con valores superiores al 95% con la aplicación de 0,15 a 0,20 % de AIB.

Para el área foliar (**Gráfico N° 8**), el área de 100 y 50 cm² (100% de enraizamiento), obtuvieron el mismo porcentaje de enraizamiento, es decir no mostraron diferencias significativas tanto estadística como numérica, siendo ligeramente superior a la estaca con área foliar de 25 cm². Las áreas foliares de 50 y 100 cm² fueron los que presentaron las mejores respuestas, probablemente por que estas áreas foliares favorecieron una mayor fotosíntesis y con ello un mayor porcentaje de enraizamiento. Esto concuerda con los experimentos de DÍAZ (1991), con *Gmelina arborea*, donde el mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo con áreas foliares de 50 y 100 cm².

Estos resultados también coinciden con lo obtenido por Vargas (1982), en estacas de *E. deglupta*, donde hubo una relación positiva entre área foliar por estaca y enraizamiento final. Probablemente porque se logró llegar al nivel óptimo de fotosíntesis y respiración y con ello lograr un porcentaje de enraizamiento aceptable.

Para la interacción longitud de estaca y área foliar (**Gráfico N° 9**), muestra que no existe diferencias significativas tanto estadísticas como numéricas en los tratamientos (T_{11} , T_8 , T_{12} , T_4 , T_7 , T_{10} , T_3 , T_2), es decir las longitudes de estacas de 4, 6 y 8 cm con áreas foliares de 25, 50 y 100 cm², obtuvieron un 100% de enraizamiento, el tratamiento T_6 tampoco muestra diferencias estadísticas significativas pero si numéricas con 92,52% de enraizamiento.

Esta tendencia pone en evidencia la importancia de la longitud de estaca y del área foliar en el proceso de enraizamiento. Da la impresión entonces de que con las reservas presentes en las estacas de 4, 6 y 8 cm de longitud, con áreas foliares de 25, 50 y 100 cm² fueron más que suficientes para cubrir las necesidades nutricionales requeridas en el proceso de enraizamiento, sin los efectos perjudiciales de la transpiración excesiva que pudo ocurrir en las de 100 cm². Resultados similares obtuvo Mesén 1997 en propagación vegetativa del San Juan (*Vochysia guatemalensis*) mediante enraizamiento de estacas juveniles, donde un mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo en estacas de 6 cm con áreas foliares de 30 cm² (80%) o de 50 cm² (85%) (FARIA y SACRAMENTO, 2003 citado por MENDOZA, 2007) menciona que varios factores pueden contribuir para el aumento del porcentaje de enraizamiento de

las estacas, incluyendo la consistencia de la estaca, época de colecta, cuidados durante la preparación de las estacas y tiempo entre la colecta y la colocación en el sustrato.

Existen otros factores que pueden afectar el enraizamiento, entre ellas la humedad relativa. La figura N° 4 ilustra las variaciones típicas en humedad relativa (%) para un periodo de 7 días (22 - 28 de agosto, 2008) bajo las condiciones de Tarapoto registrando un rango de 70,20 a 84,50% (Cuadro N° 4). Esta alta humedad relativa tiene influencia directa sobre las estacas de sachá inchi, que logran mantener una condición de turgencia a lo largo del periodo de enraizamiento. La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción de agua por las estacas (GAY y LOACH, 1977; GRANGE y LOACH, 1983 a,b). Puesto que las estacas carecen de raíces al inicio, deben depender de la retención de su turgencia y de la absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (LOACH, 1988).

Otro factor es la temperatura; el rango de temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador fue de 24,42 – 30,16 °C y 24,40 – 30,18 °C (Cuadro N° 4). LEAKEY y MESÉN (1991), indican que las temperaturas bajas son importantes por dos razones: i) las tasas de evaporación son menores, y ii) la capacidad de retención de agua del aire (humedad) es dependiente de la temperatura, por lo cual las temperaturas bajas ayudan a evitar el estrés hídrico al mantener la humedad relativa alta.

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (HARTMANN y KESTER, 1997). BOTTI (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras (HARTMANN y KESTER, 1997) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (HARTMANN Y KESTER, 1997; BOTTI, 1999).

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 °C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (BOTTI, 1999). Experiencias con otras especies tropicales evidencian que la temperatura óptima del aire que favorecen al enraizamiento es de 20 a 25°C, aunque temperaturas hasta 30°C son aceptables siempre y cuando se mantenga una humedad relativa cercana al 95% (LEAKEY y MESÉN, 1991).

Por otro lado se puede sumar a la alta respuesta de enraizamiento en las estacas, al estado nutricional de la planta madre donante, los mismos que dentro del campo experimental recibieron fertilización y podas; ya que las condiciones nutritivas adecuadas de la planta madre es un factor determinante para lograr el mejor enraizamiento en las estacas tomadas de ellas (ROJAS *et al.*, 2004).

Los resultados más bajo con respecto a esta variable se obtuvieron con los tratamientos T₅, T₉ y T₁ con longitudes de 6, 8 y 4 cm de estaca sin área foliar obteniéndose enraizamiento de 51,85%, 33,33% y 3,70% respectivamente.

Esto concuerda en parte, con lo observado por Ofori *et al.*, (1996), Tchoundjeu *et al.*, (2004), en estacas de *Pausinystalia johimbe* quienes vieron una significativa disminución del enraizamiento en estacas sin hojas en relación con estacas foliosas.

6.4. Porcentaje de mortandad

El análisis de varianza (**cuadro N° 8**) para el porcentaje de mortandad obtenido en los 12 tratamientos, indica que estadísticamente no existen diferencias significativas en las longitudes de estaca probadas, y altamente significativas para el nivel de área foliar. La interacción longitud de estaca y nivel de área foliar, no mostró diferencias estadísticas. Se obtuvieron una media de 2,14%, con un coeficiente de variabilidad de 75,1 % y un coeficiente de determinación de 93,4%.

El coeficiente de variabilidad (75,1 %) muestra que ha existido una dispersión amplia en los datos. Si vemos los porcentajes de mortandad, nos damos cuenta de que hay un dato alto (18,33) pero también muchos ceros, lo cual contribuyó a inflar el CV. Si todos los datos hubieran estado cercanos al dato mayor (18,33), o todos cercanos a cero, el CV hubiera sido mucho más pequeño. Resultados similares obtuvo Gutiérrez (2003), en propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus*), con un coeficiente de variabilidad de 157,27 %, respecto al número de raíces por estaca.

La prueba de Tukey para longitud de estaca (**Gráfico N° 10**), muestra que no existe diferencias estadísticas significativas en las tres longitudes de estacas (4, 6 y 8 cm), la estaca de 4 cm presentó 4,58% de pudrición, un 0,93% la longitud de 8 cm y 0,92% con respecto a la estaca de 6 cm de longitud. RUIZ (2008) obtuvo un mayor porcentaje de mortalidad en estacas apicales de sachá inchi (6,48%) y 0.93% de mortalidad en estacas intermedias.

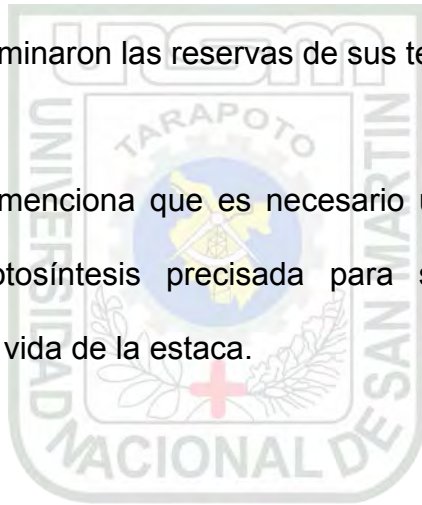
Para el área foliar (**Gráfico N° 11**), muestra que existe diferencias estadísticas significativas de la estaca sin área foliar respecto a las estacas de 25 cm², 50 cm² y 100 cm². Sólo se observó mortandad en estacas sin área foliar (0 cm²) con promedios de 8,57%, mas no en las otras áreas foliares. TARRAGÓ *et al.*, (1999), al evaluar enraizamiento en estacas de Yerba Mate hace mención que el ennegrecimiento y muerte de las estacas guarda estrecha relación con la retención foliar en función del tiempo.

La interacción longitud de estaca y área foliar (**Gráfico N° 12**), muestra que no existe diferencias estadísticas significativas en los tratamientos (T₁, T₂, T₃, T₄, T₅, T₆, T₇, T₈, T₉, T₁₀, T₁₁, T₁₂). Sólo los tratamientos T₁ (4 cm de estaca sin área foliar), T₉ (8 cm de estaca sin área foliar) y T₅ (6 cm de estaca sin área foliar) mostraron diferencias numéricas en el porcentaje de mortandad con valores de 18,33%, 3,70% y 3,67% respectivamente.

Se observa que la variable de mortandad es mayor a menor longitud de estaca sin área foliar, poniendo en evidencia la importancia de dejar parte del área foliar en la estaca, a fin de obtener la mayor sobrevivencia de estacas y por

ende un mayor porcentaje de enraizamiento. Es probable que la energía utilizada por esta, solamente lograron alcanzar hasta la formación de callo, no pudiendo continuar el proceso de desdiferenciación celular; es por ello que la mortandad más alta se dio en estacas de menor tamaño sin área foliar. En este sentido las estacas que lograron formar callo y no lograron enraizar, continuaron con sus funciones metabólicas, pero probablemente la muerte se debió una vez que terminaron las reservas de sus tejidos.

BRAUDEAU (1981), menciona que es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes a la vida de la estaca.



VII. CONCLUSIONES.

- 7.1 El mayor promedio del número de raíces se presentó en la longitud de estaca de 8 cm (16,76). El promedio del número de raíces presentó una relación directamente proporcional con la longitud de la estaca, aumentando la media del número de raíces a la par del aumento en la longitud de la estaca.
- 7.2 Los mayores porcentajes de enraizamiento, se obtuvieron en la longitud de estaca de 8 cm (87,96%). El porcentaje de enraizamiento presentó una relación directamente proporcional con la longitud de estaca, aumentando la media del porcentaje de enraizamiento a la par del aumento en la longitud de la estaca.
- 7.3 El mayor promedio del número de raíces se presentó con el área foliar de 100 cm² (23,27). El promedio del número de raíces presentó una relación directamente proporcional con el área foliar de la estaca, aumentando la media del número de raíces a la par del aumento en el área foliar.
- 7.4 Las estacas con el área foliar de 100 y 50 cm² lograron obtener el mayor porcentaje de enraizamiento (100%).

VIII. RECOMENDACIONES

- 8.1. Utilizar estacas de 8 cm de longitud con área foliar de 50 ó 100 cm² para lograr nuevas plántulas de sachá inchi.
- 8.2. Realizar nuevas investigaciones con sachá inchi evaluando: época de recolección del material vegetativo; además probar los efectos de diferentes niveles de iluminación durante la propagación, diámetro de la estaca, número de nudo y distanciamiento entre las estacas en la cámara de propagación.
- 8.3. Realizar un estudio económico de la propagación vegetativa en base a los resultados obtenidos con los mejores tratamientos en estudio.
- 8.4. Realizar trabajos relacionados con algunos ecotipos resistente y su seguimiento en campo definitivo con las estacas de sachá inchi propagadas en las condiciones del estudio.

IX. RESUMEN

Una alternativa para satisfacer la demanda del mercado con el sachá inchi es el establecimiento de plantaciones con características productivas selectas, sin embargo existe el problema del desabastecimiento de semilla de calidad genética y cantidad deseada para la industria aceitera; esto hace que la propagación vegetativa adquiera gran importancia.

El objetivo fue evaluar el enraizamiento de estacas juveniles de sachá inchi (*Plukenetia volubilis*), bajo el efecto de tres longitudes de estacas (4, 6 y 8cm) y cuatro niveles de área foliar (0, 25, 50 y 100 cm²), utilizando propagadores de subirrigación. El ensayo se realizó en el vivero experimental del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), San Martín; empleando un diseño completamente al azar con arreglo bifactorial conformado por 12 tratamientos, tres repeticiones y nueve estacas por unidad experimental. Al término del ensayo (20 días de haberse establecidos en el propagador), se obtuvo porcentajes de enraizamiento del 100%. Los mejores porcentajes de enraizamiento se lograron con estacas de 8 cm de longitud y áreas foliares de 50 y 100 cm²; en general, la especie puede ser enraizada fácilmente en arena, utilizándose sombra que permita el paso de 20% de luz, obteniéndose así promedios óptimos de irradiación (74,46 lux), humedad relativa (77,86%) temperaturas aéreas (27,66 °C) y del sustrato (27,84 °C) dentro de los propagadores.

Palabras claves: *Plukenetia volubilis*, propagación vegetativa, enraizamiento, estacas juveniles, longitud de estaca, área foliar, cámara de subirrigación.

X. SUMMARY

An alternative to meet the market demand with Sacha inchi is the establishment of plantations with selected productive features; however, there is the problem of lack seed of high genetic quality and enough quantity required for the oil industry, which makes that vegetative propagation acquires great importance. The objective of the present study was to evaluate the rooting ability of juvenile cuttings of sachá inchi (*Plukenetia volubilis*), using three length cuttings (4, 6 and 8cm) and four levels of leaf area (0, 25, 50 and 100 cm²), set to root in subirrigation propagators. The test was performed at the Peruvian Amazon Research Institute (IIAP) experimental nursery, San Martín, using a completely randomized block design with bifactorial comprised of 12 treatments, three replications and nine cuttings per experimental unit. At the end of the experiment (20 days from being established in the propagator), rooting percentages of 100% were obtained. The best rooting percentages were achieved with 8 cm long cuttings and leaf area of 50 to 100 cm². In general, the species can be easily rooted in sand, using shade to allow 20% of light, which provides optimal average irradiation (74.46 lux), relative humidity (77.86%) and air and substrate temperatures (27.66 °C and 27.84 °C respectively) within the propagators.

Key words: *Plukenetia volubilis*, vegetative propagation, cuttings, rooting, cutting length, leaf areas, non-mist propagators.

XI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. AMINAH, H, DICK, J. y GRACE, J. 1997. Rooting of *Shorea leprosula* stem cuttings decreases with increasing leaf area. *Forestal Ecology and Management* (Holanda) 91: 247-254.
2. ARÉVALO, G. 1996. El Cultivo de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en la Amazonía. Instituto de Investigación Agraria, Proyecto Suelos Tropicales. Lima, Perú. 68 p.
3. BAGGIO, A. J. 1982. Establecimiento, manejo y utilización del sistema agroforestal en cercos vivos de *Gliricidia sepium* (Jacq.) Steud., en Costa Rica. Tesis Mag. Sc Turrialba, Costa Rica, UCR/CATIE. 91 p.
4. BANERJEE, U.K. 1994. Macropropagation of coníferas – a review. *Indian Forester* (India) 120 (2): 119-123.
5. BARTRA, J. 2008. Dosis de ácido indolbutírico en el enraizamiento de estacas de sachá inchi (*plukenetia volubilis* l.) en diferentes sustratos. Tesis Ing, Agrónomo. Tarapoto – Perú. Universidad Nacional de San Martín. P. 87 (Sin publicar).
6. BOTTI, C. 1999. Principios de la Propagación y Técnicas de Propagación por Estacas. En: Manejo Tecnificado de Invernaderos y Propagación de

Plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. P. 72-82.

7. BRAUDEAU, J. 1981. El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 p.
8. CACHIQUE, D. 2006. Estudio de la Biología Floral y reproductiva en el cultivo de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis*) INIA – UNSM.-Tesis de grado. San Martín – Perú
9. CALZADA, B. 1982. Métodos Estadísticos para la Investigación. Editorial Milagros S.A. Lima-Perú. 644 p.
10. COSTA, J.M. & H. CHALLA. 2002. The effect of the original leaf area on growth of softwood cuttings and planning material of rose. Scientia-Horticulture, 95: 111-121.
11. DAVIS, D.T, 1988. Photosynthesis during adventitious rooting In Davis, D.T; Haissig, Adventitious root formation in cuttings Oregon, Dioscorides Press. 79-87.
12. DÍAZ, M.E. 1991. Técnicas de Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* Linn. Tesis Mag. Sci. Turrialba, Costa Rica CATIE. 93 p.

13. DÍAZ, M.E. 1992. Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. Silvoenergía. Turrialba, Costa Rica CATIE.

14. DIRR, M. y HEUSER, C. Jr. 1987. The reference manual of woody plant propagation. From seed to tissue culture. Georgia, USA. Varsity Press INC. 239 p.

15. EASLEY, D. F. 1989. Tendencia en el potencial de enraizamiento de *Eucalyptus grandis*. Cartón de Colombia. Informe de Investigación nº 126. 5 p.

16. FARIA, C. y SACRAMENTO, K. 2003. Enraizamento e crescimento de estacas herbáceas do cacaueiro (clones CEPEC 42, TSH 516 e TSH 1188) em função da aplicação do ácido indolbutírico (AIB). *Rev. Bras. Frutic* vol.25, no.1, p.192-194. [En linea]. Scielo. (<http://www.scielo.br/scielo.php?script=sciarttext&pid=S0100-29452003000100054&lng=es&nrm=iso>. Documentos, 22 Octubre de 2008).

17. GUTIÉRREZ, B. 1995. Consideraciones sobre la Fisiología y el Estado de Madurez en el Enraizamiento de Estacas de Especies Forestales. Santiago, Chile. Ciencia e Investigación Forestal. 9 (2): 261 – 277.

18. GUTIÉRREZ, A. 2003. Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Turrialba – Costa Rica. P. 107.

19. HAISSIG, E. B. 1974. Origin of adventitious roots. New Zealand Journal of Forestry Science (Nueva Zelanda) 4 (2): 299-310.
20. HARTMANN, H. KESTER. 1980. Propagación de Plantas. Principios y Prácticas. CECSA. p. 525.
21. HARTMAN, H.; KESTER, D.E; DAVIS, F.T. 1987 Plant Propagation. Principles and Practices. Prentice- Hall, Inc. Englewood cliffs. Fifth edition. New Yersey. 647 p.
22. HARTMAN, H.T; KESTER, D.E.; DAVIS, F.T. y GENEVE, R.L. 1997. Propagación de plantas: Principios y Prácticas (6º edición), Prentice-Hall Inc, Alta Saddle River, Nueva Jersey EE.UU., 770 p.
23. HARTNEY, J.V. 1980. Vegetative propagation of the Eucalypts. Australian Forest Research (Australia) 10: 191-211.
24. LEAKEY, R.R.B.; MOHAMMED, H. R. 1985. The effects of stem length on root initiation in sequential single-node cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K Schum. Journal of Horticultural Science (Inglaterra) 60 (3): 431-437.
25. LEAKEY, R.R.B. 1987. Clonal Forestry in the tropics-A review of developments, strategies and opportunities. Commonwealth Forestry Review (Inglaterra). 66: 61-75.

26. LEAKEY, R.R.B; COUTTS, P.M. 1989. The dynamics of rooting in *Tryplochiton scleroxylon* cutting: their relation to leaf area, node position, dry weight accumulation, leaf water and carbohydrate composition. *Tree Physiology* (Canadá) 5: 135-146.
27. LEAKEY, R. 1990. Propagación Vegetativa de Especies Forestales. In *Manual sobre Mejoramiento Genético*. CATIE, Turrialba. Costa Rica. p 113 - 120.
28. LEAKEY, R.R.B.; MESEN, F. 1991. Métodos de Propagación Vegetativa en Árboles Tropicales: Enraizamiento de Estacas Suculentas. CATIE, Turrialba. Costa Rica. p 113 -133.
29. LEAKEY, R. 2004. Physiology of vegetative reproduction. Pp. 1655-1668 in: *Encyclopaedia of Forest Sciences* (Eds. J. Burley, J. Evans, and J.A. Youngquist). Academic Press, London, UK.
30. LOACH, K. 1977. Leaf water potential and the rooting of cuttings under mist and polythelene. *Physiologia Plantarum* (Dinamarca) 40: p 191 -197.
31. LOACH, K., GAY, A. P. 1979. The light requirements for propagation hardy ornamental species from leafy cuttings. *Scientia Horticulturae* 10: 217-230.
32. LOACH, K. 1988b. Controlling Environmental Condition to Improve Adventitious Rooting. Ed. Por Davis T.D.; Haissing, B.E. y Sankhla, N.

eds Adventitious root formation in cuttings Oregon Dioscorides Press p. 102-116.

33. LONGMAN, K.A. 1993. *Rooting Cuttings of Tropical Trees. Tropical Trees: Propagation and Planting Manuals. Vol. 1.* Commonwealth Science Council, London. 137 p.
34. MANCO, A. 2006. Cultivo de Sacha Inchi. Estación Experimental Agraria "El Porvenir", INIEA. Tarapoto. 11 p.
35. MANSILLA, D. 2004. Propagación Vegetativa Mediante Estacado en Especies Nativas de los Géneros *Mutisia*, *Escallonia* y *Gaultheria*, como Potenciales Cultivos Ornamentales. Tesis Ing. Agr. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. 68 p. [En línea]. Cybertesis. (<http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2004/fam288p/html/index-frames.html>)
36. MELCHIOR, G. H. 1972. La propagación vegetativa de *Bombacopsis quinata* (Jacq.) Dugand (Saqui-Saqui) por Americano de Investigación y Capacitación, Mérida. Ven. Boletín N° 39-40. P 53-61.
37. MENDOZA W. H. 2007. Efecto de dos tipos de sustrato y tres concentraciones de ácido indolbutírico en la propagación por estacas del cultivo de cacao (*Theobroma cacao* L.). Tesis para optar el título de ing. Agrónomo. Tingo María-Perú.

38. MESÉN, J. F. 1992. Hacia el desarrollo de técnica de silvicultura clonal para el pequeño finquero. Chasqui (Costa Rica) 28: 6-18.
39. MESÉN, J. F. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods Thesis Ph.D Scotland, University of Edinburgh. P. 231.
40. MESÉN, F. 1997. Propagación vegetativa del San Juan (*Vochysia guatemalensis*) mediante enraizamiento de estacas juveniles. Revista Forestal Centroamericano N° 21: 19-24.
41. MESÉN, F. 1998. Enraizamiento de Estacas Juveniles de Especies Forestales: uso de Propagadores de Subirrigación. Turrialba, Costa Rica. 35 p.
42. MESÉN, M, LEAKEY, RRB Y NEWTON, AC 2001. La influencia del medio ambiente stockplant sobre la morfología, fisiología y enraizamiento de esquejes de hoja de tallo Albizzia Guachapele. Nueva Bosques 22: 213-227.
43. MOE, R; ANDERSON, A. S. 1988. Stock plant environment and subsequent adventitious rooting. In Davis, D. T. Haissing, E. B; Sankhla, N eds. Adventitious root formation in cuttings. Oregon, Dioscorides Press. P 214-234.

44. MOSTACERO, MEJIA, GAMARRA. 2002. Taxonomía de las Fanerógamas Útiles del Perú. Ed. Normas Legales. CONCYTEC. Vol I y II. Trujillo, Perú. 674 p.

45. NÚÑEZ, Y. 1997. Propagación Vegetativa del Cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); Pílon (*Hyeronima alchorneoides*, Allemo) y Surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) Mediante el Enraizamiento de Estacas Juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 p. [En línea]. CATIE. (<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0488e/A0488e.pdf#>).

46. PASTUR, M.G; BOYERAS, F. ABEDINI, W; BELTRANO, J. 1994. Análisis de la ciclófisis y la topófisis en *Populus deltoides* Bartir desde la formación del estaquero hasta una planta comercial. Investigación Agraria, Sistemas, Recursos forestales (España) 3 (2) 125-133.

47. OFORI, D. A. NEWTON, A. C; LEAKEY, R. R. B. GRACE, J. 1996. Vegetative propagation of *Milicia excelsa* by leaf stems cutting effects of auxin concentration, leaf area and rooting medium. Forest Ecology and Management (Holanda) 84: 39-48.

48. RADOSTA, P; PAQUES, EL; VERGER, M. 1994. Estimation of genetic and non-genetic parameters for rooting traits in hybrid Larch. Silvae Genetica (Alemania) 43 (2-3): 108-114.

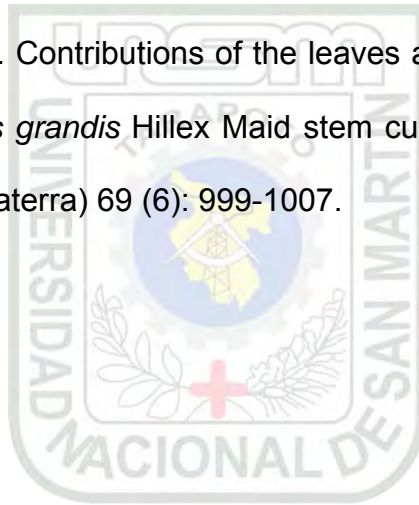
49. REDDY, K.K; VENKAIAH, K; PRAVEENA, R.P. 1993. Rooting media vis-à-vis rooting percentage Indian Journal of Forestry (India) 16 (2):103-106.
50. WRIGHT, J. W. 1964. Mejoramiento genético de los árboles forestales. FAO. Estudios de Silvicultura y Productos Forestales nº. 16. 436 p.
51. ROJAS, G.M. 1972. Fisiología Vegetal. México.
52. ROJAS, S. GARCÍA, J. ALARCÓN, M. 2004 Propagación asexual de plantas. Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. CORPOICA / PRONATA / MADR. Colombia. 55 p.
53. ROJAS, V.P. 1990. Silvicultura clonal de *Eucalyptus*. Ciencia de Investigación Forestal (Chile).
54. RUIZ, H. 2008. Efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico y tres tipos de estacas en el enraizamiento de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en san Martín". Tesis Ing, Agrónomo. Tingo María – Perú. Universidad Nacional Agraria de la Selva. P. 110 (Sin publicar).
55. SALISBURY, B. F. y ROSS, W. C. 1994. Fisiología Vegetal México, D. F. Iberoamericana p. 405-40.
56. SALISBURY, F. y ROSS, W. 2000. Fisiología de las Plantas. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 988 p.

57. SANTELICES, R. 2007. Efecto del ácido indolbutírico (AIB) y de la presencia de hojas en el arraigamiento de estacas de *Nothofagus glauca* (Phil.) Kraser cosechadas en dos épocas diferentes. Departamento de Ciencias Forestales y Centro de Investigación en biotecnología Silvoagrícola, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad Católica de Chile. *Ecología Austral* 17: 151-158.
58. TARRAGÓ, J. R. SANSBERRO, P. A. MROGINSKI, L. A. 1999. La presencia de la lámina foliar promueve el enraizamiento de estacas plurinodales de Yerba Mate En: Actas de la IV Reunión de Comunicaciones Científicas y Tecnológicas de la UNNE. Argentina. Tomo 5: 5-8.
59. TCHOUNDJEU; Z. 2004. The role of vegetative propagation in the domestication of *Pausinystalia johimbe*, a highly threatened medicinal species of West and Central Africa. *Forest Ecology* 188: 175-183.
60. TORRES, A. 2003. Relação entre Sazonalidade Desrama e Carboidratos no Crescimento do *Eucalypto* Na propagação Vegetativa por Miniestaquia. Dissertação Mestrado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 p. [En línea]. USP. (<http://www.teses.usp.br/teses /disponiveis/11/11150/tde-09122003-105826/>,
61. TOUSIGNANT, D, VILLENEUVE, M; RIOUX, M; MERCIER, S. 1995. Effect of tree flowering and crown position on rooting success of cutting from 9-

year-old black spruce of seedling origin. Canadian Journal of Forest Research. (Canadá) 25: 1058-1063.

62. VARGAS BRENES, R. G. 1982. Estudio sobre el enraizamiento de *Eucalyptus deglupta* Blume. Tesis Mag. Sc. Turrialba. Costa Rica. UCR/CATIE.

63. WILSON, P.J. 1994. Contributions of the leaves and axillary shoots to rooting in *Eucalyptus grandis* Hillex Maid stem cutting. Journal of Horticultural Science (Inglaterra) 69 (6): 999-1007.





Cuadro 9. Datos originales del número de raíces

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0,00	9,56	10,78	23,22	3,00	12,00	15,89	25,56	1,75	16,56	23,78	21,67	163,75
II	0,00	9,00	8,11	17,89	2,67	8,78	15,44	22,33	3,00	15,11	27,22	17,56	147,11
III	1,00	6,56	10,33	23,22	2,00	6,86	19,56	26,67	2,20	10,56	30,33	31,33	170,62
Σ	1,00	25,12	29,22	64,33	7,67	27,63	50,89	74,56	6,95	42,22	81,33	70,56	481,48
X	0,33	8,37	9,74	21,44	2,56	9,21	16,96	24,85	2,32	14,07	27,11	23,52	160,49

Cuadro 10. Datos originales de la longitud de raíz

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0,00	6,66	7,09	7,55	2,92	8,78	5,44	6,57	1,18	5,57	6,31	9,59	67,65
II	0,00	9,92	10,24	11,67	2,35	8,27	12,59	10,01	3,05	10,35	11,74	13,29	103,47
III	1,93	9,46	10,04	8,94	2,49	10,93	11,63	10,40	2,46	8,00	15,14	8,99	100,41
Σ	1,93	26,04	27,37	28,16	7,76	27,99	29,66	26,98	6,69	23,91	33,19	31,86	271,54
X	0,64	8,68	9,12	9,39	2,59	9,33	9,89	8,99	2,23	7,97	11,06	10,62	90,51

Cuadro 11. Datos originales del porcentaje de enraizamiento

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0,00	1,00	1,00	1,00	0,11	1,00	1,00	1,00	0,44	1,00	1,00	1,00	9,56
II	0,00	1,00	1,00	1,00	0,33	1,00	1,00	1,00	0,56	1,00	1,00	1,00	9,89
III	0,11	1,00	1,00	1,00	0,56	0,78	1,00	1,00	0,56	1,00	1,00	1,00	10,00
Σ	0,11	3,00	3,00	3,00	1,00	2,78	3,00	3,00	1,56	3,00	3,00	3,00	29,44
X	0,04	1,00	1,00	1,00	0,33	0,93	1,00	1,00	0,52	1,00	1,00	1,00	9,81

Cuadro 12. Datos originales del porcentaje de mortandad

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0,11	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,11
II	0,33	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,11	0,00	0,00	0,00	0,44
III	0,11	0,00	0,00	0,00	0,11	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,22
Σ	0,55	0,00	0,00	0,00	0,11	0,00	0,00	0,00	0,11	0,00	0,00	0,00	0,77
X	0,18	0,00	0,00	0,00	0,04	0,00	0,00	0,00	0,04	0,00	0,00	0,00	0,26

Cuadro 13. Datos transformados del número de raíces (raíz (x+1))

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	1,00	3,25	3,43	4,92	2,00	3,61	4,11	5,15	1,66	4,19	4,98	4,76	43,06
II	1,00	3,16	3,02	4,35	1,91	3,13	4,06	4,83	2,00	4,01	5,31	4,31	41,09
III	1,41	2,75	3,37	4,92	1,73	2,80	4,53	5,26	1,79	3,40	5,60	5,69	43,25
Σ	3,41	9,16	9,82	14,19	5,65	9,54	12,70	15,24	5,45	11,60	15,89	14,75	127,40
X	1,14	3,05	3,27	4,73	1,88	3,18	4,23	5,08	1,82	3,87	5,30	4,92	42,47

Cuadro 14. Datos transformados del número de raíces (raíz (x+1))

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	1,00	2,77	2,84	2,92	1,98	3,13	2,54	2,75	1,48	2,56	2,70	3,25	29,93
II	1,00	3,30	3,35	3,56	1,83	3,05	3,69	3,32	2,01	3,37	3,57	3,78	35,83
III	1,71	3,23	3,32	3,15	1,87	3,45	3,55	3,38	1,86	3,00	4,02	3,16	35,71
Σ	3,71	9,31	9,52	9,64	5,68	9,63	9,78	9,45	5,35	8,93	10,29	10,19	101,47
X	1,24	3,10	3,17	3,21	1,89	3,21	3,26	3,15	1,78	2,98	3,43	3,40	33,82

Cuadro 15. Datos transformados del porcentaje de enraizamiento Arcsen (raíz (%))

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0,00	1,57	1,57	1,57	0,34	1,57	1,57	1,57	0,73	1,57	1,57	1,57	15,21
II	0,00	1,57	1,57	1,57	0,62	1,57	1,57	1,57	0,84	1,57	1,57	1,57	15,59
III	0,34	1,57	1,57	1,57	0,84	1,08	1,57	1,57	0,84	1,57	1,57	1,57	15,67
Σ	0,34	4,71	4,71	4,71	1,80	4,22	4,71	4,71	2,41	4,71	4,71	4,71	46,47
X	0,11	1,57	1,57	1,57	0,60	1,41	1,57	1,57	0,80	1,57	1,57	1,57	15,49

Cuadro 16. Datos transformados del porcentaje de mortandad Arcsen (raíz (%))

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0,34	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,34
II	0,61	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,34	0,00	0,00	0,00	0,95
III	0,34	0,00	0,00	0,00	0,34	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,68
Σ	1,29	0,00	0,00	0,00	0,34	0,00	0,00	0,00	0,34	0,00	0,00	0,00	1,97
X	0,43	0,00	0,00	0,00	0,11	0,00	0,00	0,00	0,11	0,00	0,00	0,00	0,66

Cuadro N° 17: Características del ecotipo Mishquiyacu

ECOTIPO MISHQUIYACU

Hábito de crecimiento	Trepador
Diámetro de cápsula	4,50 cm
Diámetro de semilla	1,91 cm
% de cáscara	43,56
% de semilla	56,44
Peso de 100 semillas	104,85 g
N° de Cosechas/Año	24
Susceptibilidad a <i>Meloidogyne incognita</i>	Baja a Intermedia
Susceptibilidad al stress hídrico	Medianamente tolerante
Rendimiento al 1° año (kg/Ha/año)	1,526,00
% de Aceite (omega 3)	41,10%

Fuente IIAP-SAN MARTÍN. 2008



Figura N° 5: Cámara de subirrigación cubiertas por el polietileno.



Figura N° 6: Colecta del material vegetativo.

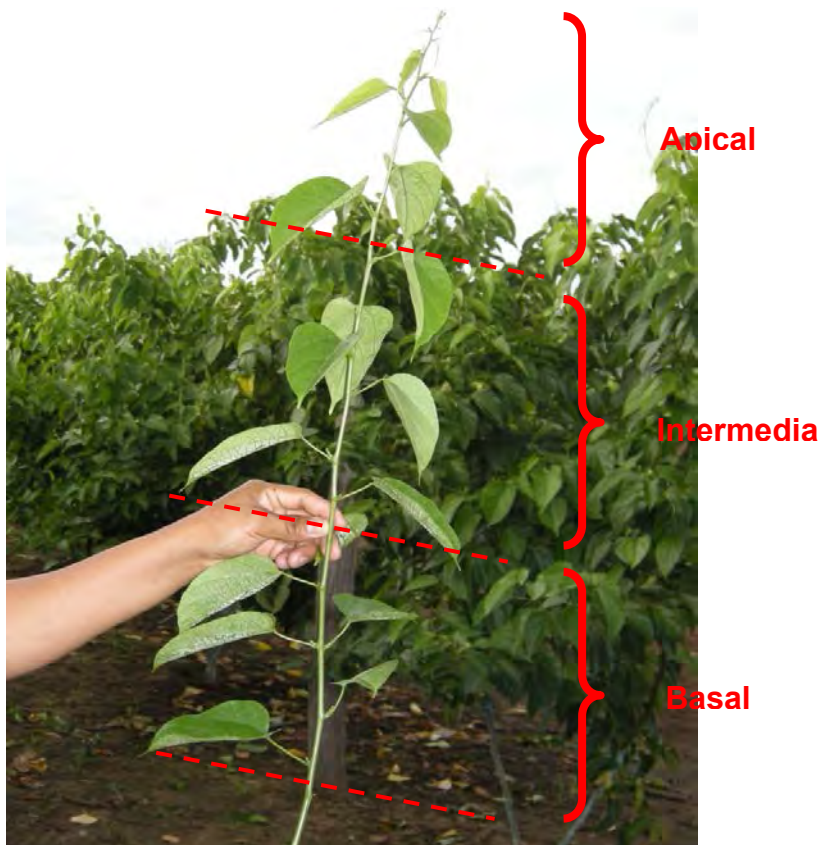


Figura 7: Brote de *Plukenetia volubilis* L., que muestra la parte intermedia



Figura N° 8: Corte de las estacas de sachá inchi a enraizar.

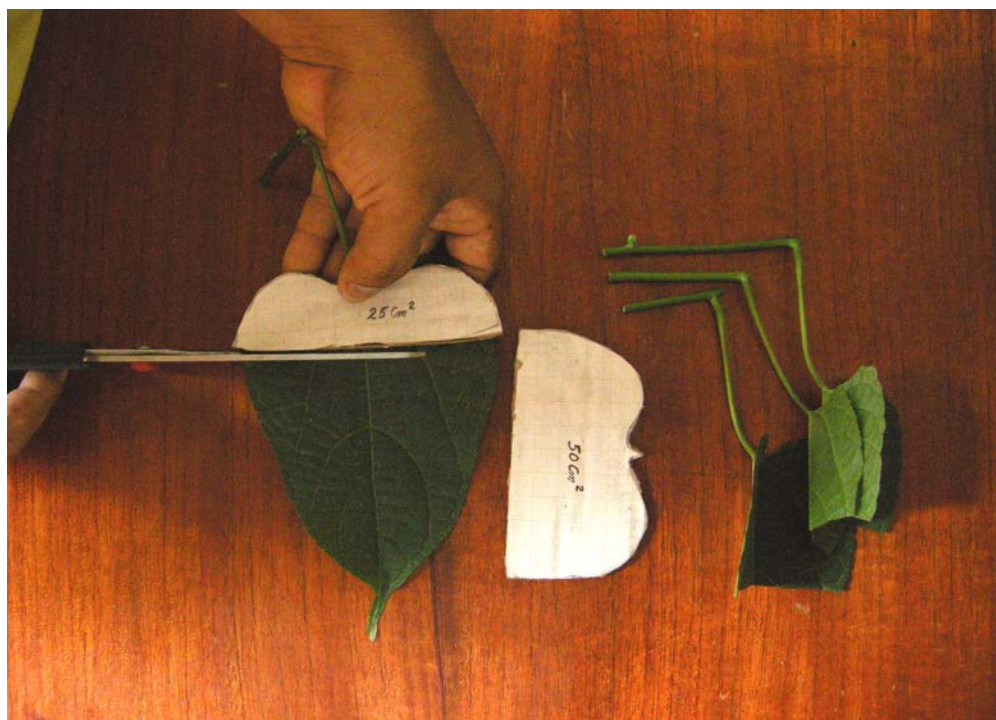


Figura N° 9: Corte del área foliar de las estacas de sachá inchi.



Figura N° 10: Tratamiento hormonal de las estacas de sachá inchi.



Figura N° 11: Colocación de las estacas en las cámaras de subirrigación.



Figura N° 12: Estaca enraizada (50 cm² de área foliar) a los 10 días de establecidas en el propagador.



Figura N° 13: Estaca enraizada (100 cm² de área foliar) a los 10 días de establecidas en el propagador.



Figura N° 14 Presencia de raíces en estacas de 4, 6 y 8 cm de longitud con 50 cm² de área foliar.



Figura N° 15 Estacas enraizadas (50 cm² y 100 cm² de área foliar) a los 20 días de establecidas en el propagador.



Figura N° 16: Punto de emergencia de las raíces en las estacas de sachá inchi.